



Open Archive TOULOUSE Archive Ouverte (OATAO)

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-deposited version published in : <http://oatao.univ-toulouse.fr/>
Eprints ID : 15515

To cite this version :

Godiot, Claire. *Physiologie et pathologie de la reproduction chez l'âne : étude bibliographique*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2016, 135 p.

Any correspondance concerning this service should be sent to the repository administrator: staff-oatao@inp-toulouse.fr.

PHYSIOLOGIE ET PATHOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ L'ANE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

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

par

GODIOT épouse BIZEAU Claire
Née, le 24 novembre 1970 à Choisy le Roi (94)

Directeur de thèse : Mme Sylvie CHASTANT-MAILLARD

JURY

PRESIDENT :
Mme Bettina COUDERC

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :
Mme Sylvie CHASTANT-MAILLARD
M. Xavier BERTHELOT

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Ministère de l'Agriculture de l'Agroalimentaire et de la Forêt
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

Directrice : **Madame Isabelle CHMITELIN**

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **AUTEFAGE André**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- M. **FRANC Michel**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
- M. **MARTINEAU Guy**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
- M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **REGNIER Alain**, *Physiopathologie oculaire*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

PROFESSEURS 1° CLASSE

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootecnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- Mme **HAGEN-PICARD, Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **SANS Pierre**, *Productions animales*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie Médicale Animale et Comparée*

PROFESSEURS 2° CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des aliments d'Origine animale*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*
- M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*

PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

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

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
- Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
- M. **DOSSIN Olivier**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
- M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
- M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
- Mlle **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
- Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
- Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*
- M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- M. **CUEVAS RAMOS Gabriel**, *Chirurgie Equine*
- Mme **DANIELS Hélène**, *Microbiologie-Pathologie infectieuse*
- Mlle **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
- M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
- Mlle **FERRAN Aude**, *Physiologie*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé avicoles et cunicoles*
- M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique des animaux de rente*
- Mlle **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
- M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
- Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
- M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction (en disponibilité)*
- Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
- Mlle **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
- Mme **PRADIER Sophie**, *Médecine interne des équidés*
- M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales (ruminants)*
- M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*
- M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*
- Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

MAITRES DE CONFERENCES et AGENTS CONTRACTUELS

- M. **DAHAN Julien**, *Médecine Interne*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

- Mme **COSTES Laura**, *Hygiène et industrie des aliments*
- Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des Equidés*
- M. **TANIS Jean-Benoît**, *Anatomie – Imagerie Médicale*

REMERCIEMENTS

Au président du jury,

A Madame le Professeur Bettina COUDERC

Professeur des Universités,

Qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse,
Hommage respectueux.

Au jury de thèse,

A Madame le Docteur Sylvie CHASTANT-MAILLARD

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie de la reproduction,

Qui m'a accompagnée dans l'élaboration de ce travail,
Pour son soutien, sa patience et sa gentillesse,
Sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Xavier Berthelot

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie de la reproduction,

Qui a très aimablement accepté de faire partie de mon jury de thèse,
Sincères remerciements.

TABLE DES MATIERES

LISTE DES FIGURES	15
LISTE DES TABLEAUX	18
LISTE DES ABREVIATIONS	21
INTRODUCTION	23
PREMIERE PARTIE : ANATOMIE ET PHYSIOLOGIE DES APPAREILS REPRODUCTEURS	25
I. APPAREIL REPRODUCTEUR MÂLE	25
1. ANATOMIE	25
1.1. Testicule	25
1.1.1. Caractéristiques générales	25
1.1.2. Tubes séminifères	26
1.1.3. Epididyme	28
1.2. Tractus génital	29
1.2.1. Canal déférent et urètre	29
1.2.2. Pénis	29
1.2.3 Glandes annexes	29
2. PHYSIOLOGIE	30
2.1. Contrôle hormonal	30
2.1.1. L'axe hypothalamo-hypophysaire	30
2.1.2. Les hormones stéroïdes	31
2.1.3. Autres hormones	31
2.2. Puberté et maturité sexuelle	31
2.3. Caractéristiques des éjaculats	32
2.3.1. Sperme et spermatozoïdes	32
2.3.2. Influence de l'âge et du poids des individus	33
2.3.3. Influence des facteurs d'élevage	34
2.3.4. Caractéristiques du plasma séminal	35
2.4. Saisonnalité	36
II. APPAREIL REPRODUCTEUR FEMELLE	37
1. ANATOMIE	37
1.1. Ovaire	37
1.1.1 Forme et situation	37
1.1.2. Taille	37
1.1.3. Structure	38
1.1.4. Ligaments	38
1.2. Tractus génital	38
1.2.1 Trompes utérines	38
1.2.2. Utérus	39
1.2.2.1 Cornes utérines	39
1.2.2.2 Corps de l'utérus	40
1.2.2.3 Col de l'utérus	40
1.2.3 Vagin et vulve	40

1.3. Mamelles	41
2. PHYSIOLOGIE DE L'ÂNESSE NON GRAVIDE	42
2.1. Puberté et maturité sexuelle	42
2.2. Cycle œstral	42
2.2.1 Durée du cycle	42
2.2.2. Régulation hormonale du cycle	43
2.2.2.1. <i>Complexe hypothalamo-hypophysaire</i>	43
2.2.2.2. <i>Hormones stéroïdes</i>	44
2.2.2.3. <i>Autres hormones</i>	45
2.2.3. Croissance folliculaire et ovulation	46
2.2.4. Ovulations multiples	46
2.3. Saisonnalité	47
2.3.1. Variations du cycle	47
2.3.2. Variation de la durée du cycle	48
2.3.3. Saisonnalité des ovulations multiples	49
2.3.4. Variation de taille des follicules	49
DEUXIEME PARTIE : DE L'ACCOUPLEMENT AU POST-PARTUM	50
I. CONDUITE DE LA SAILLIE	50
1. PARTICULARITES COMPORTEMENTALES	50
1.1. L'ânesse en chaleur	50
1.1.1. Comportement d'œstrus	50
1.1.2. Détection de l'œstrus	51
1.1.2.1. <i>Observation et palpation transrectale</i>	51
1.1.2.2. <i>Examen échographique</i>	51
1.1.3. Particularités physiologiques	52
1.2. Comportement du mâle	52
1.2.1 Phase pré-copulatoire	52
1.2.2 Phase copulatoire	53
1.3. Monte libre et monte en main	53
1.3.1 Monte en liberté	53
1.3.2 Monte en main	54
2. PATHOLOGIE	54
2.1. Affections liées à l'œstrus	54
2.1.1 Chaleurs ovulatoires intermittentes	54
2.1.2. Sub-œstrus	54
2.1.3 Chaleurs silencieuses	54
2.1.4. Corps jaune persistant	55
2.2. Affections liées au tractus génital femelle	55
2.2.1 Pneumovagin et urovagin	55
2.2.2. Lésions du col de l'utérus	55
2.2.3. Tumeurs de l'ovaire	55
2.2.4. Hydrosalpinx	56
2.3. Affections liées au tractus génital mâle	56
2.3.1. Anomalies testiculaires	56
2.3.2. Malformation congénitale	56
2.3.3. Cryptorchidisme	56

2.3.4. Autres affections	57
2.4. Maladies infectieuses	57
2.4.1. Infections non spécifiques	57
2.4.2. Métrite Contagieuse Equine : <i>Taylorella asinigenitalis</i>	58
2.4.3. Affections d'origine virale	59
2.4.4. Dourine : <i>Trypanosoma equiperdum</i>	59
II. LA GESTATION	60
1. PHYSIOLOGIE DE LA GESTATION	60
1.1. De la fécondation à la nidation	60
1.1.1. Fécondation et vie libre du conceptus	60
1.1.2. Développement du conceptus	61
1.1.3. Placenta	63
1.1.4. Développement du fœtus	64
1.2. Contrôle hormonal	65
1.2.1. L'eCG	65
1.2.2. Les progestagènes	66
1.2.3. Les œstrogènes	66
2. DUREE DE GESTATION	67
2.1. Influence de la race	68
2.2. Influence des conditions d'élevage	69
3. DIAGNOSTIC DE GESTATION	69
3.1. Signes cliniques	70
3.1.1. Signes cliniques	70
3.1.2. Examen clinique	70
3.2. Utilisation de l'échographie	70
3.3. Diagnostic de laboratoire	72
4. SUIVI DE L'ÂNESSE GRAVIDE	73
4.1. Gestion de l'utilisation de l'ânesse	73
4.2. Surveillance sanitaire	73
4.3. Alimentation de l'ânesse gravide	74
5. PATHOLOGIE DE LA GESTATION	75
5.1. Affections non infectieuses	75
5.1.1. Gestation gémellaire	75
5.1.2. Perturbation de l'équilibre fœto-maternel	76
5.2 Les avortements d'origine infectieuse	76
III. PARTURITION ET POST-PARTUM	77
1. PHYSIOLOGIE DU PART	77
1.1 Préparation du part	77
1.1.1. Signes annonciateurs	77
1.1.2. Détection du part	78
1.2. Expulsion du fœtus et des annexes	79

1.3. Phénomènes hormonaux	80
1.3.1. Progestagènes et œstrogènes	80
1.3.2. Prostaglandines et cortisol	81
1.3.3. Relaxine et ocytocine	83
2. PATHOLOGIE DU PART	83
2.1. Dystocies liées au fœtus	83
2.1.1. Mauvaise présentation	83
2.1.2 Anomalies fœtales	84
2.2. Dystocies liées à l'ânesse	84
2.3. Non rupture des membranes fœtales à la naissance	85
3. POST-PARTUM	85
3.1. Soins au nouveau-né	85
3.1.1. Premiers soins	85
3.1.2. Importance des conditions de mise bas	86
3.1.3. Importance des relations mère-foal	86
3.1.4. Importance de la prise de colostrum	86
3.2. Pathologie de l'ânon	88
3.2.1. Prématuration	88
3.2.2. Hypothermie	88
3.2.3. Rétention du méconium	88
3.2.4. Ictère hémolytique natal	88
3.2.5. Anomalies congénitales	89
3.3. Pathologie de la mère	89
3.3.1. Hémorragies post-partum	89
3.3.2. Déchirures vaginales et utérines	89
3.3.3. Prolapsus utérin	89
3.3.4. Rétentions placentaires et métrites	90
3.3.5. Pathologie de la mamelle	90
3.3.6. Coliques	90
3.3.7. Hyperlipémie	90
3.4. Involution utérine et retour en chaleur	91
3.4.1. Involution utérine	91
3.4.2. Œstrus et ovulation post-partum	91
3.4.3. Performance des chaleurs post-partum	92
TROISIEME PARTIE : LES HYBRIDES	93
I. DES ESPECES INTERFECONDES	93
1. LES DIFFERENTES ESPECES D'EQUIDES	93
2. CROISEMENTS INTERSPECIFIQUES	94
3. CARACTERISTIQUES CHROMOSOMIQUES	95

II. SPECIFICITE DE LA PRODUCTION DES HYBRIDES	95
1. CONDUITE DE LA SAILLIE	96
1.1. Comportement des partenaires sexuels	96
1.2. Taux de réussite	97
2. GESTATION	97
2.1. Développement des cupules endométriales	97
2.2. Endocrinologie de la gestation	98
2.2.1. L'eCG	98
2.2.2. Les progestagènes	99
2.3. Immunologie de la gestation	101
2.4. Durée de gestation	102
3. ICTERE HEMOLYTIQUE DU MULETON	102
4. STERILITE DES HYBRIDES	103
4.1. Particularités des organes sexuels des mulets et bardots	103
4.1.1. Ovaires	103
4.1.2. Testicules	103
4.2. Anomalies dans le processus de division cellulaire	105
QUATRIEME PARTIE : REPRODUCTION ASSISTEE	107
I. INSEMINATION ARTIFICIELLE	107
1. L'INSEMINATION ARTIFICIELLE DANS L'ESPECE ASINE	107
1.1. Définition, avantages et inconvénients	107
1.2. Utilisation en France	107
2. OBTENTION D'UN SPERME DE QUALITE	108
2.1. Préparation des étalons	109
2.1.1. Stimulation des baudets	109
2.1.2. Comportement territorial des baudets	110
2.1.3. Autres facteurs perturbant la collecte	110
2.2. Conservation de la semence	111
2.2.1. Plasma séminal	111
2.2.2. Dilueur	113
2.2.3. Cryoprotecteur	113
2.2.4. Autres facteurs	114
3. PREPARATION DES FEMELLES	115
3.1. Molécules utilisées	115
3.2. Protocoles d'induction	115

II. TRANSFERT D'EMBRYONS	117
1. TRANSFERT EMBRYONNAIRE DANS L'ESPECE ASINE	117
2. SYNCHRONISATION DES FEMELLES	117
2.1. Différents protocoles	117
2.2. Synchronisation des femelles	119
3. TRANSFERT EMBRYONNAIRE	120
3.1. Facteurs liés à la donneuse	120
3.2. Facteurs liés à la récolte et à la qualité des embryons	121
3.3. Facteurs liés à la technique de transfert	121
CONCLUSION	123
BIBLIOGRAPHIE	125

LISTE DES FIGURES

<u>Figure 1</u> : Structure du tube séminifère. (D'après Barone, 1978).	26
<u>Figure 2</u> : Etapes de la spermatogenèse chez l'âne. (D'après Neves et al, 2002).	27
<u>Figure 3</u> : Conformation intérieure et structure du testicule chez les équidés. (D'après Barone, 1978).	28
<u>Figure 4</u> : Régulation de la fonction gonadique mâle (D'après Chaffaux, 1985).	30
<u>Figure 5</u> : Influence de la densité de population sur l'âge de maturité sexuelle chez l'âne. (D'après Choquenot, 1991).	32
<u>Figure 6</u> : Vue gauche de l'appareil génital d'une ânesse. (D'après Renner-Martin et al, 2009).	37
<u>Figure 7</u> : Appareil génital de l'ânesse "Baudet du Poitou" (organes ouverts). (D'après Guintard et al, 1996).	39
<u>Figure 8</u> : Coupe sagittale d'une mamelle de jument. (D'après Barone, 1978).	41
<u>Figure 9</u> : Coupe transversale des mamelles de jument. (D'après Collin, 2005).	41
<u>Figure 10</u> : Schématisation du complexe hypothalamo-hypophysaire. (D'après Brugère, 1992).	43
<u>Figure 11</u> : Profil de sécrétion de LH chez l'ânesse, la ponette et la jument. (D'après Vandeplassche et al, 1981).	44
<u>Figure 12</u> : Profil de sécrétion des hormones stéroïdes chez l'ânesse non gravide. (D'après Contri et al, 2014).	44
<u>Figure 13</u> : Fonctionnement de la glande pinéale. (D'après Brugère, 1992).	45
<u>Figure 14</u> : Variation du taux circulant d'œstradiol-17 β (E2) et de progestérone (P4) selon la saison. (D'après Contri et al, 2014).	48
<u>Figure 15</u> : Variation du diamètre de la vésicule embryonnaire mesuré du 10 ^{ème} au 69 ^{ème} jour de gestation (moyennes obtenues sur 12 gestations chez 7 ânesses de race Amiata entre 2006 et 2009; Moy \pm SD). (D'après Crisci et al, 2014).	61
<u>Figure 16</u> : Diagramme d'un conceptus équin à 30 jours. (D'après England, 1996).	61
<u>Figure 17</u> : Développement des cupules endométriales chez les Equidés. (D'après Allen et Short, 1997).	62
<u>Figure 18</u> : Coupe de placenta équin mature et structure des microcotylédons. (D'après Steven et Samuel, 1975).	63

<u>Figure 19</u> : Diamètre du thorax, de l'orbite et de l'aorte et fréquence cardiaque du fœtus (moyennes obtenues sur 12 gestations chez 7 ânesses de race Amiata entre 2006 et 2009 ; Moy \pm SD). (D'après Crisci et al, 2014).	64
<u>Figure 20</u> : Comparaison du profil de sécrétion de l'eCG chez la jument et chez l'ânesse. (D'après Allen, 1975).	65
<u>Figure 21</u> : Profil de sécrétion des progestagènes dans le sérum maternel de la semaine 9 à la fin de gestation chez 7 ânesses de race Amiata entre 2006 et 2009 (Moy \pm SD). (D'après Crisci et al, 2014).	66
<u>Figure 22</u> : Profil de sécrétion du sulfate d'œstrone dans le sérum maternel de la semaine 9 à la fin de gestation chez 7 ânesses de race Amiata entre 2006 et 2009 (Moy \pm SD). (D'après Crisci et al, 2014).	67
<u>Figure 23</u> : Distribution de la durée de gestation chez des ânesses de races Andalouse, Catalane et Zamorano-Leones. (D'après Galisteo et al, 2010).	68
<u>Figure 24</u> : Images échographiques du conceptus du 10 ème au 60 ème jour de gestation. (D'après Meira et al, 1998).	70
<u>Figure 25</u> : Evolution du ratio Sodium/Potassium mesuré dans les sécrétions mammaires de 17 ânesses à partir du 10ème jour avant la mise bas. (D'après Carluccio et al, 2008b).	79
<u>Figure 26</u> : Variation du taux plasmatique de progestérone mesuré chez 10 ânesses parturientes (Moy \pm SD). (D'après Veronesi et al, 2011b).	80
<u>Figure 27</u> : Variation du taux plasmatique de 17 β -œstradiol mesuré chez 10 ânesses parturientes (Moy \pm SD). (D'après Veronesi et al, 2011b).	81
<u>Figure 28</u> : Variation du taux plasmatique de cortisol mesuré chez 10 ânesses parturientes (Moy \pm SD). (D'après Veronesi et al, 2011b).	82
<u>Figure 29</u> : Variation du taux plasmatique de 15-kétodihydro-PGF _{2α} mesuré chez 10 ânesses parturientes (Moy \pm SD). (D'après Veronesi et al, 2011b).	82
<u>Figure 30</u> : Concentrations en IgG mesurées dans le sérum maternel, dans le sérum du nouveau-né et dans les sécrétions mammaires du 5ème jour avant le part au 10ème jour post-partum chez 10 ânesses et ânon de race Martina Franca (Moy \pm SD). (D'après Veronesi et al, 2014).	87
<u>Figure 31</u> : Concentrations en IgA mesurées dans le sérum maternel, dans le sérum du nouveau-né et dans les sécrétions mammaires du 5ème jour avant le part au 10ème jour post-partum chez 10 ânesses et ânon de race Martina Franca (Moy \pm SD). (D'après Veronesi et al, 2014).	87
<u>Figure 32</u> : Utilisation d'un étalon dans la phase pré-copulatoire (D'après Canisso et al, 2009a).	96
<u>Figure 33</u> : Comparaison des concentrations sériques en eCG selon les génotypes maternels et fœtaux. (D'après Allen, 1975).	98

<u>Figure 34</u> : Comparaison des concentrations plasmatiques en eCG et en progestagènes selon les génotypes maternels et fœtaux. (D'après Stewart et Allen, 1981 cité par Petrus, 2003).	100
<u>Figure 35</u> : Tubes séminifères de mulets. (D'après Neves et al, 2002).	105
<u>Figure 36</u> : Comparaison des spermatoocytes au stade pachytène entre cheval et mulet. (D'après Chandley et al, 1975).	106
<u>Figure 37</u> : Importance de l'insémination artificielle en 2013 selon les différents types d'élevage (%) sur 79471. (D'après Haras Nationaux, 2013a).	108
<u>Figure 38</u> : Pourcentage d'étalons actifs en insémination artificielle par rapport aux autres techniques de monte selon la race. (D'après Haras Nationaux, 2013b).	108
<u>Figure 39</u> : Stratégie de présentation de l'étalon à la femelle avant prélèvement. (D'après Canisso et al, 2009b).	109
<u>Figure 40</u> : Protocole de synchronisation des ânesses par administration de PGF _{2α} . (D'après Blanchard et al, 1999 ; Vendramini et al, 1997a).	118
<u>Figure 41</u> : Protocole de synchronisation des ânesses par administration de progestérone et injection finale de PGF _{2α} . (D'après Vendramini et al, 1997a).	119
<u>Figure 42</u> : Protocole de synchronisation des ânesses par utilisation de PGF _{2α} et D'hCG. (D'après Pena-Alfaro et al, 2014).	119
<u>Figure 43</u> : Protocole de transfert d'embryons chez l'ânesse. (D'après Camillo et al, 2010).	120

LISTE DES TABLEAUX

<u>Tableau 1</u> : Données biométriques et morphométriques chez l'âne (Moy \pm SEM sur 5 individus). (D'après Neves et al, 2002).	25
<u>Tableau 2</u> : Comparaison des tubes séminifères du cheval et de l'âne (Moy). (D'après Chaffaux, 1985 ; Neves et al, 2002).	27
<u>Tableau 3</u> : Principales caractéristiques des éjaculats chez différents types d'âne.	33
<u>Tableau 4</u> : Influence de l'âge sur les caractéristiques du sperme (Moy \pm SEM sur 12 ânes prélevés chacun 5 fois). (D'après Dorado et al, 2013).	34
<u>Tableau 5</u> : Influence du poids sur les caractéristiques du sperme (Moy \pm SEM sur 12 ânes prélevés chacun 5 fois). (D'après Dorado et al, 2013).	34
<u>Tableau 6</u> : Corrélations entre les caractéristiques du sperme et l'âge ou le poids. (D'après Dorado et al, 2013).	34
<u>Tableau 7</u> : Influence de la fréquence d'éjaculation sur la qualité du sperme (Moy \pm SEM sur 6 ânes et 224 éjaculats). (D'après Gastal et al, 1997).	35
<u>Tableau 8</u> : Caractéristiques biochimiques du plasma séminal selon la saison (moyennes à partir du prélèvement de 5 ânes, 1 à 2 fois par semaine durant les mois d'été, automne et hiver). (D'après Roy et al, 2004).	35
<u>Tableau 9</u> : Variation de la taille de l'ovaire en fonction de la corpulence de l'ânesse. (D'après Renner-Martin et al, 2009).	38
<u>Tableau 10</u> : Variation des caractéristiques de l'utérus en fonction de la corpulence des ânesses. (D'après Renner-Martin et al, 2009).	40
<u>Tableau 11</u> : Durée du cycle œstral (Moy \pm SEM, de l'œstrus et du diœstrus chez l'ânesse. (D'après Tibary et al, 1994).	42
<u>Tableau 12</u> : Incidence des ovulations multiples chez l'ânesse.	46
<u>Tableau 13</u> : Intervalle observé entre les doubles ovulations.	47
<u>Tableau 14</u> : Latéralité des ovulations multiples.	47
<u>Tableau 15</u> : Durées des différentes phases du cycle œstral selon le mois de l'année chez l'ânesse (Moy \pm SEM). (D'après Henry, 1987).	48
<u>Tableau 16</u> : Taille du follicule dominant (Moy \pm SEM). (D'après Contri et al, 2014).	49
<u>Tableau 17</u> : Fréquences (%) des principaux signes d'œstrus observés (D'après Henry, 2001) sur un lot de 13 ânesses en chaleur (J0= jour de l'ovulation).	50

<u>Tableau 18</u> : Caractéristiques du comportement sexuel des baudets en présence de femelles en œstrus. (D'après Chabchoub et al, 2008).	53
<u>Tableau 19</u> : Principaux agents pathogènes.	57
<u>Tableau 20</u> : Comparaison des valeurs moyennes des placentas à terme des poneys, chevaux et ânes. (D'après Veronesi et al, 2010).	64
<u>Tableau 21</u> : Durée de gestation de l'ânesse selon différents auteurs.	68
<u>Tableau 22</u> : Durée de gestation chez l'ânesse en fonction de l'âge, du sexe du nouveau-né et du type de gestation, mesurée sur 58 gestations (Moy \pm SD). (D'après Galisteo et al, 2010).	69
<u>Tableau 23</u> : Influence de la période de fécondation sur la durée de gestation chez l'ânesse (Moy \pm SD). (D'après Galisteo et al, 2010).	69
<u>Tableau 24</u> : La vaccination de l'ânesse gravide. (D'après Dauphin, 2005).	74
<u>Tableau 25</u> : Besoins en minéraux, oligo-éléments et vitamines pour une ânesse gravide. (D'après Smith et Wood, 2008).	75
<u>Tableau 26</u> : Concentrations moyennes de calcium, sodium, potassium mesurées dans les sécrétions mammaires de 17 ânesses à partir du 10ème jour avant la mise bas (Moy \pm SD). (D'après Carluccio et al, 2008b).	78
<u>Tableau 27</u> : Caractéristiques des œstrus post-partum chez l'ânesse.	91
<u>Tableau 28</u> : Taille du follicule le jour précédent l'ovulation chez l'ânesse.	92
<u>Tableau 29</u> : Taux de gestation suite au 1er et au 2ème œstrus post-partum chez l'ânesse.	92
<u>Tableau 30</u> : Espèces et sous-espèces appartenant à la famille des équidés.	93
<u>Tableau 31</u> : Principaux hybrides d'Equidés.	94
<u>Tableau 32</u> : Nombre de mules naissant en France chaque année. (D'après Haras Nationaux, 2014b).	95
<u>Tableau 33</u> : Nombre de chromosomes selon l'espèce. (D'après Petrus, 2003).	95
<u>Tableau 34</u> : Nombre chromosomique des hybrides selon les espèces parentales.	95
<u>Tableau 35</u> : Caractéristiques des cupules endométriales en fonction des espèces parentales.	97
<u>Tableau 36</u> : Différenciation des actions LH pituitaire et de l'activité LH de eCG. (D'après Boeta et al, 2014).	101

<u>Tableau 37</u> : Moyenne des taux d'agglutinines anti-âne mesuré dans le sérum et le lait chez la jument en fonction du type de gestation et le devenir du jeune. (D'après Caroli et Bessis, 1947).	102
<u>Tableau 38</u> : Données biométriques et morphométriques chez l'âne et la mule (Moy ± SEM). (D'après Neves et al; 2002).	104
<u>Tableau 39</u> : Evaluation des comportements sexuels au moment de la monte en main selon l'âge des étalons. (D'après Canisso et al, 2010).	110
<u>Tableau 40</u> : Comparaison des taux de gestation par cycle suite à insémination en sperme congelé et selon le cryoprotecteur utilisé. (D'après Rota et al, 2012).	111
<u>Tableau 41</u> : Pourcentage de spermatozoïdes vivants chez l'âne catalan après différents traitements. (D'après Miro et al, 2009).	112
<u>Tableau 42</u> : Réaction inflammatoire de l'endomètre chez l'ânesse inséminée par du sperme d'âne, 6 heures après l'insémination artificielle. (D'après Viles et al, 2013a).	112
<u>Tableau 43</u> : Taux de gestation par cycle obtenu après insémination en sperme congelé/décongelé et redilué avec différents milieux. (D'après Rota et al, 2012).	112
<u>Tableau 44</u> : Comparaison des effets de hCG et de Léciriline dans les protocoles d'induction de l'ovulation chez des ânesses de race Martina Franca. (D'après Carluccio et al, 2007).	116
<u>Tableau 45</u> : Taux de gestation à 50 jours selon différentes études après transfert embryonnaire âne-âne.	117
<u>Tableau 46</u> : Influence de l'intervalle ovulation-transfert chez la receveuse sur le taux de gestation à 50 jours. (D'après Camillo et al, 2010).	120
<u>Tableau 47</u> : Comparaison des taux de récolte d'embryons chez l'ânesse et la jument en fonction du nombre d'ovulations. (D'après Camillo et al, 2010).	121

LISTE DES ABREVIATIONS

AHV1 : Asinine Herpes Virus type 1

AHV3 : Asinine Herpes Virus type 3

ATP : Adénosine triphosphate

eCG : equine Chorionic Gonadotropin (hormone chorionique gonadotrope)

EHV1 : Equine Herpes Virus type 1

EHV3 : Equine Herpes Virus type 3

EHV4 : Equine Herpes Virus type 4

EHV5 : Equine Herpes Virus type 5

FSH : Follicle Stimulating Hormone

GnRH : Gonadotropin Releasing Hormone

hCG : human Chorionic Gonadotropin

IA : Insémination Artificielle

IgA : Immunoglobulines type A

IgG : Immunoglobulines type G

IM : Intramusculaire

IV : Intraveineux

LH : Luteinising Hormone

Moy : Moyenne

MS : Matière sèche

P : valeur-P

PGF2 α : Prostaglandines F2 α

PV : Poids Vif

SC : Sous-cutanée

SD : Standard Deviation (écart type)

SEM : Standard Error of the Mean (erreur type)

UHT : Ultra Haute Température

INTRODUCTION

La domestication de l'âne (*Equus asinus*) commence vers 7000-6000 avant JC dans ce qui correspond actuellement à la Libye et au nord de l'Afrique. Son apparition en Europe, Italie et Espagne, s'observe autour de 2000 avant JC à la faveur d'introductions à partir du Maroc. Il est de nos jours présent sur tous les territoires, très représenté dans les régions du globe les plus agricoles et beaucoup moins dans les pays dits développés. Cette répartition géographique résulte de son utilisation. En effet, l'âne constitue une aide précieuse dans les domaines de l'agriculture et des transports pour des populations n'ayant pas accès aux technologies modernes. Dans les pays industrialisés, il a été progressivement remplacé et trouve son salut comme animal de compagnie. Néanmoins, se développent actuellement des programmes d'élevage pour la production de lait d'ânesse ainsi que des programmes de médiation asine dans le cadre de projets sociaux ou de soins de type accompagnement relationnel.

Il existe une grande variété de races d'âne, son implantation et son adaptation aux différentes conditions climatiques ayant sélectionné les individus les plus adaptés. La plupart des races d'ânes regroupe des individus de taille allant de 1,10 à 1,30 m au garrot pour un poids de 300 kg, là où la majorité des individus chez le cheval et le poney toisent respectivement environ 1,60 m pour 500 kg et 1,20 m pour 350 kg. Les femelles présentent une taille inférieure d'environ 5 cm. Pour les extrêmes, on trouve des animaux de type miniature (80 cm au garrot pour moins de 100 kg) aussi bien chez l'âne que chez le cheval. Par contre, les individus de grande taille, chez l'âne, sont représentés par des races comme le baudet du Poitou en France (jusqu'à 1,50 m et 420 kg), Ragasuna en Italie (de 1,30 à 1,50 m) ou bien encore Mammoth aux Etats-Unis (jusqu'à 1,42 m). Les plus grandes races sont utilisées pour la production de mules. Comparativement, les chevaux les plus imposants peuvent toiser jusqu'à 1,90 m pour un poids de 1200 kg (race Shire).

En France, 7 races d'âne sont reconnues par les Haras Nationaux et possèdent leur livre des origines : âne Bourbonnais, âne de Provence, âne des Pyrénées, âne du Cotentin, grand noir du Berry, âne Normand, baudet du Poitou. On compte 1 élevage d'âne pour 69 élevages de chevaux, et le nombre de naissances continue de diminuer chaque années (Haras Nationaux, 2014a).

Aujourd'hui, un grand nombre de races locales sont en danger d'extinction du fait d'une baisse régulière des effectifs globaux. L'objectif actuel est de conserver au maximum le patrimoine génétique de ces différentes races par des programmes de sauvegarde.

Dans ce cadre, la maîtrise et la connaissance de la physiologie et de la pathologie de la reproduction paraît essentielle. Les modèles connus chez le cheval ont souvent été appliqués dans l'espèce asine sans beaucoup de réussite. La synthèse des particularités de la reproduction de l'âne constitue alors une base de réflexion pour la conduite et la gestion des élevages dans cette espèce.

Ainsi, après avoir établi les caractéristiques anatomiques et physiologiques des reproducteurs, nous étudierons les particularités de la saillie, de la gestation et du post-partum dans l'espèce asine. Les pathologies liées à ces différentes phases de la reproduction seront également traitées.

D'autre part, nous aborderons les modalités de la production d'hybrides comme la mule et le bardot, dont l'âne constitue une des deux espèces parentales.

Enfin, l'utilisation des biotechnologies sera évoquée avec, chez l'âne les problématiques soulevées par les techniques d'insémination artificielle et de transfert d'embryon.

PREMIERE PARTIE : ANATOMIE ET PHYSIOLOGIE DES APPAREILS REPRODUCTEURS

I. APPAREIL REPRODUCTEUR MÂLE

1. ANATOMIE

L'appareil génital des équidés a la propriété de se développer précocement au cours de la vie fœtale. En effet, les gonades augmentent rapidement de volume dès le milieu du deuxième mois de gestation par le déploiement d'un tissu interstitiel particulier au sein duquel des tubes séminifères pleins, de faible calibre et peu flexueux s'intercalent. Cette croissance est maximum au sixième mois de gestation. On observe ensuite une diminution de volume due au développement lent des tubes séminifères au détriment du tissu interstitiel.

A la naissance, les gonades présentes dans l'espace inguinal semblent remonter dans ce dernier et leur descente ne s'opère qu'entre six et dix-huit mois, parfois plus (Barone, 1978).

Toutes proportions gardées, l'appareil génital de l'âne est plus volumineux que celui de l'étalon (Chabchoub et al, 2007b).

1.1. Testicule

1.1.1. Caractéristiques générales

Les testicules nichés au sein de leurs enveloppes sont situés en position sous-inguinale. Chez l'âne, le scrotum a la particularité d'être poilu et de pendre plus que chez le cheval (Chabchoub et al, 2007b). De plus, on observe des rudiments de deux mamelles situés de part et d'autre du fourreau, sur la lame externe du prépuce.

La taille et le poids de chaque gonade varient selon les races et les individus. Globalement et à corpulence égale, chaque testicule présente un volume supérieur à ce qui est observé chez le cheval. Les mesures effectuées donnent des valeurs allant de 6 à 7 cm de large et de 9 à 10,5 cm de long (tableau 1). Le cheval présente des valeurs similaires alors qu'il est de corpulence beaucoup plus importante. Le poids du testicule représente 0,060 % du poids de l'animal chez l'âne contre 0,040 % chez le cheval.

Tableau 1 : Données biométriques et morphométriques chez l'âne (Moy ± SEM sur 5 individus).
(D'après Neves et al, 2002).

Paramètres	Âne
Age (mois)	95±15
Poids des individus (kg)	262±20 ^a
Poids d'un testicule (g)	196±9
Diamètre des tubes séminifères (µm)	222±6
Longueur totale des tubes séminifères par testicule (mètres)	3806±209
Cellules de Leydig	
Volume dans le parenchyme testiculaire (ml)	5,4±0,9
Diamètre nucléaire (µm)	7,2±0,2
Volume individuel (µm ³)	1351±125
Volume du cytoplasme (µm ³)	1155±108
Volume du noyau (µm ³)	196±19
Nombre par testicule (x10 ⁹)	4,2±0,9
Diamètre nucléaire des cellules de Sertoli (µm)	2,6±0,06
Nombre de cellules de Sertoli par testicule (x10 ⁹)	5,0±0,4

^a n=4 individus

La taille du testicule augmente avec l'âge (Nipken et al, 1997) : à partir de 1 an et demi, le volume s'accroît régulièrement pour atteindre son maximum vers 5 ans avant de régresser lentement de 5 à 10 ans. Ces variations sont liées à l'augmentation de la longueur et du diamètre des tubes séminifères et à une modification de l'activité des cellules constitutives de l'épithélium de ces derniers. Le nombre de cellules de Sertoli diminue régulièrement à partir de la puberté et la lamina propria s'épaissit produisant des extensions qui envahissent l'épithélium séminifère. On observe parfois une dégénérescence à partir de 15 ans.

Le testicule abrite les tubes séminifères, lieu de production des gamètes mâles, entourés d'un tissu interstitiel où l'on retrouve les cellules de Leydig, responsables notamment de la sécrétion d' androgènes.

1.1.2. Tubes séminifères

Circonscrit par une membrane limitante, chaque tube séminifère abrite les cellules de la lignée spermatogène et les cellules de soutien : les cellules de Sertoli (figure 1).

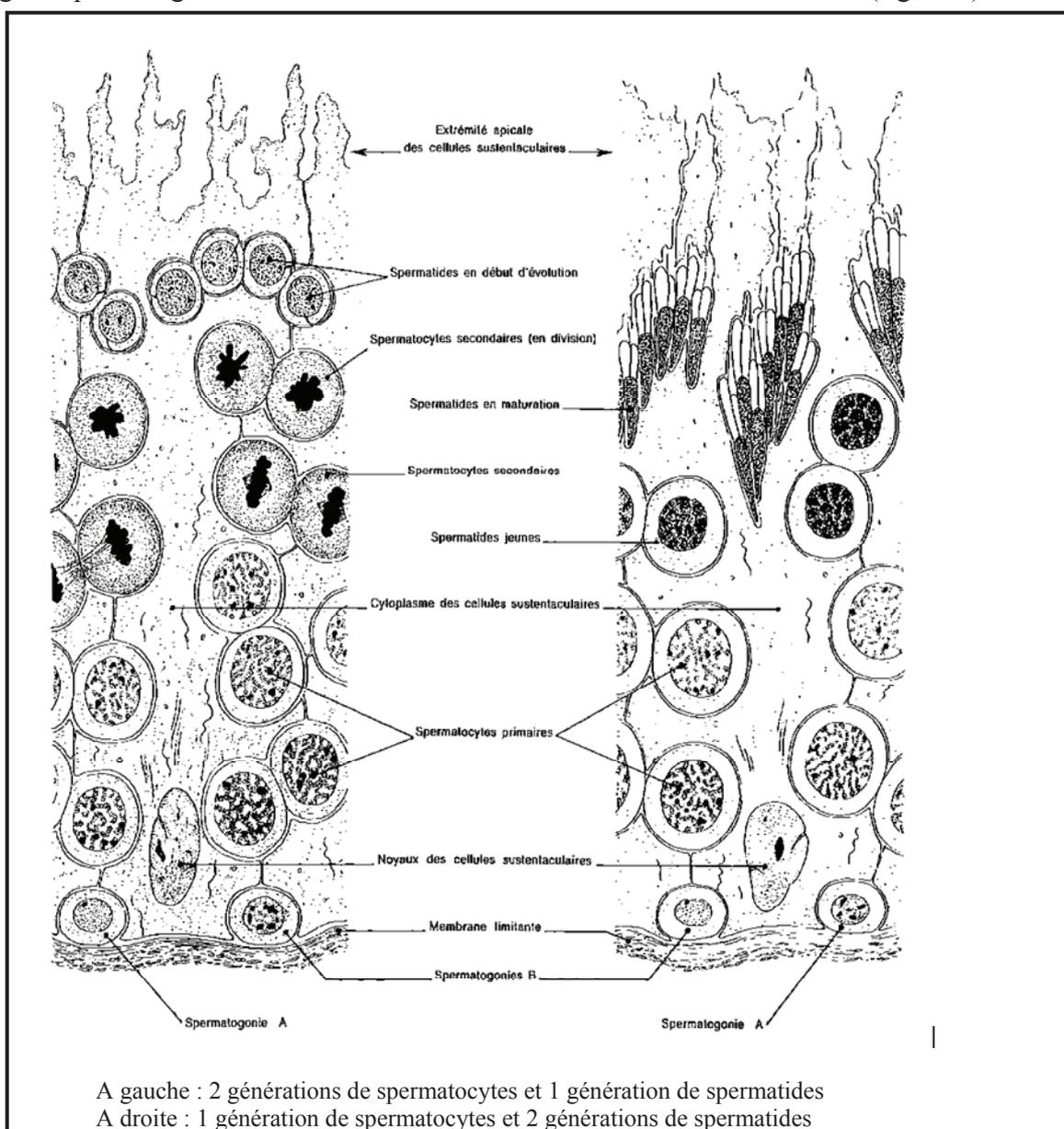


Figure 1 : Structure du tube séminifère.
(D'après Barone, 1978).

La spermatogenèse se déroule plus rapidement chez l'âne : elle dure 47,2 jours contre 55 chez le cheval. Tous les 10,5 jours, un groupe de spermatogonies A entrent dans le processus de spermatogenèse, ce qui détermine un cycle. Il faut 4,5 cycles de 10,5 jours pour finaliser la formation des gamètes (figure 2). Ainsi, la libération de spermatozoïdes au sein des lumières des tubes séminifères est permanente.

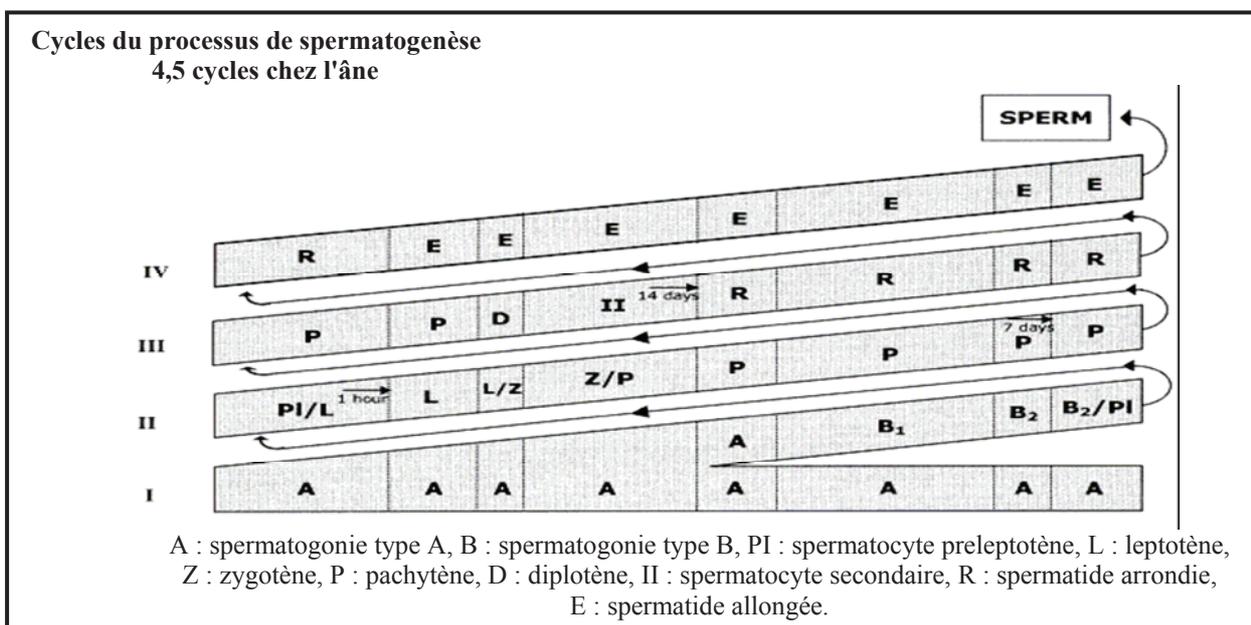


Figure 2 : Etapes de la spermatogenèse chez l'âne.
(D'après Neves et al, 2002).

Huit étapes dans la formation des cellules sexuelles de la spermatogonie de type A à la spermatide sont décrites si l'on se réfère à la position du noyau, à la présence de figures de méiose et à l'aspect des tubes séminifères (12 étapes chez l'âne si l'on se réfère au développement de l'appareil acrosomal). La durée de chaque étape au sein de l'épithélium du tube séminifère varie selon les espèces asines et équines.

Chez l'âne, il existe des spermatogonies indifférenciées présentes dans un micro environnement spécifique au niveau des tubes séminifères : ce sont les niches spermatogoniales (Chiarini-Garcia et al, 2009).

Les gamètes sont libérés dans la lumière des tubes séminifères et arrivent naturellement au niveau de l'épididyme.

Les tubes séminifères des baudets présentent un diamètre identique à ceux rencontrés chez les étalons mais leur longueur cumulée s'avère être beaucoup plus importante (tableau 2).

Tableau 2 : Comparaison des tubes séminifères du cheval et de l'âne (Moy).
(D'après Chaffaux, 1985 ; Neves et al, 2002).

Paramètre	Âne	Cheval
Diamètre des tubes séminifères (µm)	222	230
Longueur des tubes séminifères par testicule (m)	3806	2406
Durée de la spermatogenèse (jours)	47,2	55

1.1.3. Epididyme

L'épididyme se découpe en trois parties (la tête, le corps, la queue) et représente une zone de transport, de maturation et de mise en réserve des spermatozoïdes (figure 3). Son conduit atteint 70 à 85 mètres et son poids est de 20 à 25 g (40 g en moyenne chez le cheval).

Chez l'âne, la queue de l'épididyme est plus proéminente que chez le cheval.

Le passage des spermatozoïdes dans le conduit épидидymaire constitue une phase essentielle dans la maturation et l'acquisition du pouvoir fécondant de ces cellules. Collectées au niveau de la tête de l'épididyme, les cellules vont subir des modifications biochimiques et métaboliques sous l'influence des sécrétions épидидymaires et de l'augmentation de l'activité mitochondriale au sein de leur cytoplasme. Le volume cytoplasmique se déplace jusqu'à l'élimination de la gouttelette cytoplasmique juste au moment de l'éjaculation ou après celle-ci. Cette perte tardive alimenterait l'hypothèse d'un défaut dans le processus de maturation.

Les spermatozoïdes s'écoulent le long du corps épидидymaire sous l'effet des contractions des cellules musculaires lisses présentes au niveau de la paroi et arrivent dans la queue où ils sont stockés. Ils sont enfin évacués lors de l'éjaculation ou éliminés dans l'urine.

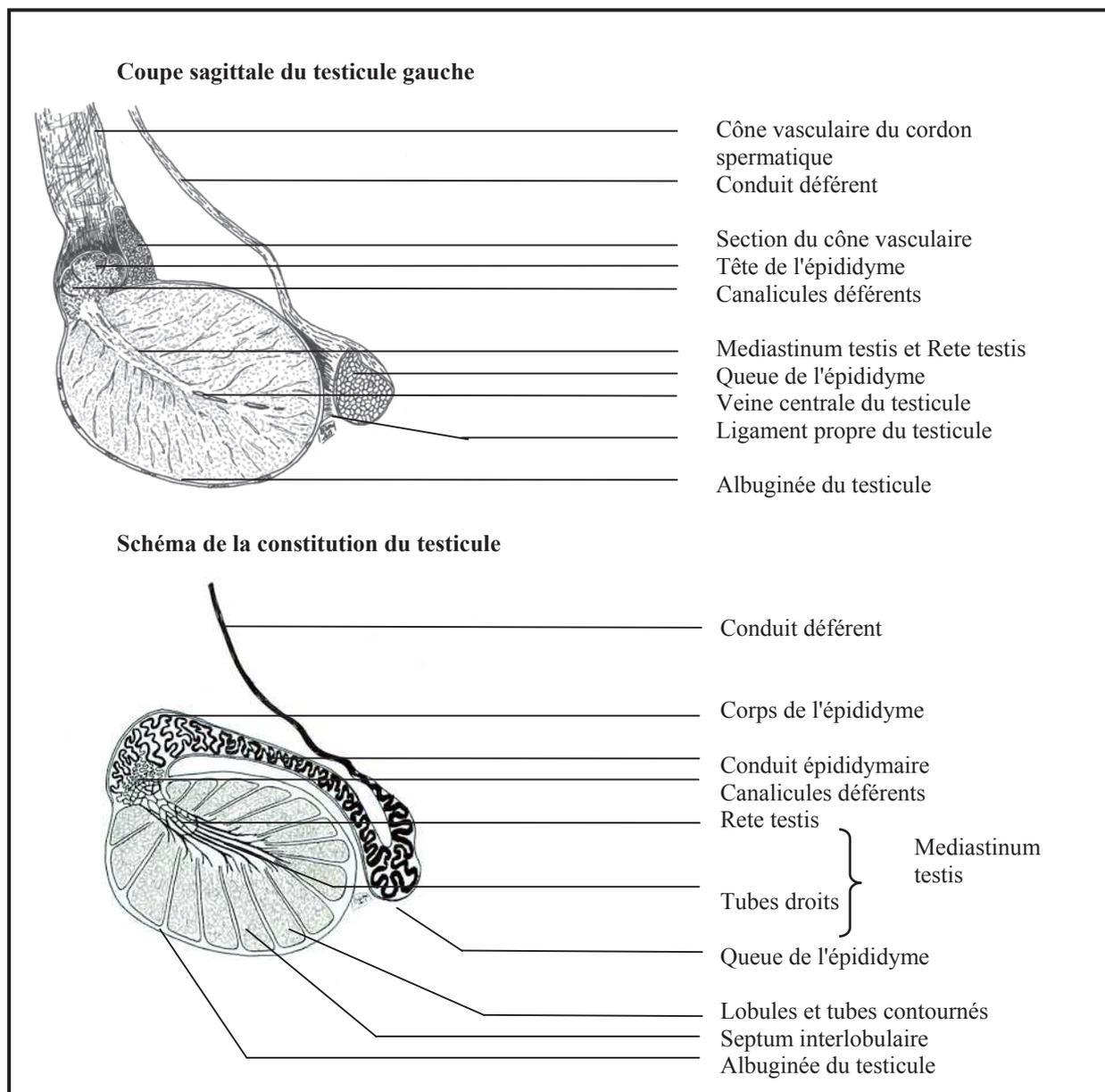


Figure 3 : Conformation intérieure et structure du testicule chez les équidés.
(D'après Barone, 1978).

Gloria et al (2011) ont comparé les caractéristiques des spermatozoïdes issus de la queue de l'épididyme d'une part et de l'éjaculat d'autre part. Au niveau épидидymaire, la viabilité et l'activité mitochondriale sont plus importantes. Les gamètes semblent plus véloces avec des trajectoires rectilignes. Le pourcentage de spermatozoïdes anormaux ne varie pas et reste très différent selon les individus.

1.2. Tractus génital

1.2.1. Canal déférent et urètre

Le canal déférent, de 4 à 5 mm de diamètre et de 60 à 70 cm de long, va de l'épididyme à l'urètre pelvien. Sur sa partie distale, sa paroi, épaisse et occupée par de nombreuses structures glandulaires, s'élargit pour former une ampoule. Cette zone apparaît plus développée chez l'âne que chez le cheval (Pugh, 2002). Les gamètes sont ainsi transportés jusqu'à l'urètre, additionnés des sécrétions issues des vésicules séminales et de la prostate.

L'urètre représente le canal commun à l'urine et au sperme. Il s'étend de la vessie au gland du pénis. Il reçoit les sécrétions des glandes bulbo-urétrales et sa partie pelvienne est entourée d'un puissant muscle lisse circulaire, le muscle urétral, qui se contracte violemment lors de l'éjaculation.

1.2.2. Pénis

Le pénis des équidés est de type musculo-caverneux, les tissus érectiles sont importants et contenus dans une tunique albuginée. Le corps caverneux forme la partie la plus importante du tissu érectile. Au repos, le pénis mesure 50 cm de long pour un diamètre de 2,5 à 5 cm. En érection, ces valeurs augmentent de 50 % et au niveau du gland, le diamètre se voit augmenté de 400 %. Chez l'âne, la dilatation du gland est plus importante que chez le cheval (Tibary et al, 2006) et sa longueur est nettement plus élevée : à titre d'exemple, le pénis en érection d'un âne miniature (85 cm au garrot et 100 kg) mesure de 35,5 à 45,5 cm (Purdy, 2010). Selon Gray (1972), cette particularité influencerait sur le taux de fertilité plutôt faible dans les croisements interspécifiques d'une ânesse et d'un étalon, ce dernier ayant un organe reproducteur de plus faible longueur. Cette hypothèse n'a pour l'instant pas été étayée par d'autres preuves.

Les muscles liés au pénis ont également un rôle important dans l'érection et l'éjaculation. A sa base, le pénis est attaché à l'arcade ischiatique par les muscles ischio-caverneux. Lors de l'érection, ces muscles gênent le retour veineux. Le muscle urétral, intra-pelvien, correspond au muscle bulbo-spongieux, extra-pelvien. Pendant l'éjaculation et la miction, leur contraction aide à vider l'urètre. Enfin, les muscles rétracteurs du pénis ramènent ce dernier dans le fourreau après l'érection.

1.2.3. Glandes annexes

Les glandes annexes de l'âne sont proportionnellement de plus grande taille que celles observées chez le cheval (Chabchoub et al, 2007b). On observe les vésicules séminales, la prostate et les glandes bulbo-urétrales.

Les vésicules séminales sont deux longues glandes tubulo-alvéolaires qui s'étendent le long de la vessie. Leur paroi mince contient des muscles lisses et présente sur sa face interne une muqueuse richement glandulaire. Le liquide ainsi produit représente la plus grande partie du plasma séminal et se reconnaît à son aspect gélatineux.

La prostate est un organe impair, ferme, nodulaire, formé de deux lobes reliés par un isthme épais. Chez l'âne, et comparativement au cheval, elle apparaît plus ferme, le stroma étant plus abondant et plus fibreux. Enfin elle arbore une teinte plus sombre, ardoisée et

devient jaunâtre après castration. les sécrétions produites représentent une partie du plasma séminal et se reconnaissent à leur aspect aqueux.

Les glandes bulbo-urétrales de texture plus dense que la prostate et de forme ovoïde présentent également une structure tubulo-alvéolaire. Les sécrétions émises rentrent également dans la composition du plasma séminal sous une forme mucoïde. Ces sécrétions sont fortement dépendantes du taux de testostérone.

2. PHYSIOLOGIE

2.1. Contrôle hormonal

Le contrôle hormonal de la fonction de reproduction fait intervenir principalement le complexe hypothalamo-hypophysaire en relation avec la production d'hormones sexuelles dont notamment la testostérone (figure 4). Il existe également des régulations locales, des interactions existant entre les différents types cellulaires.

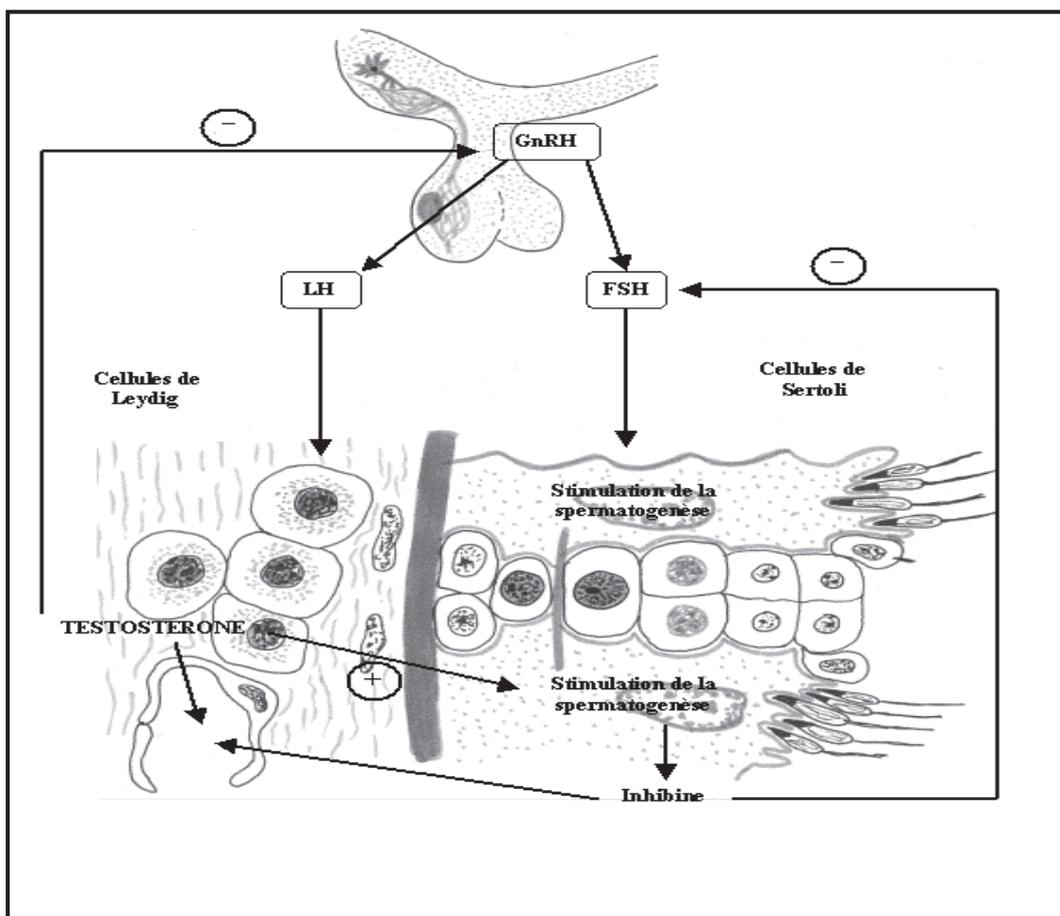


Figure 4 : Régulation de la fonction gonadique mâle.
(D'après Chaffaux, 1985).

2.1.1. L'axe hypothalamo-hypophysaire

L'hypothalamus est à l'origine de la sécrétion de la Gonadotropin Releasing Hormone (GnRH). Sa libération est pulsatile chez le mâle et reste sous dépendance de stimuli aussi variés que multiples (stimuli olfactifs, visuels, tactiles,...). Son action au niveau de l'adénohypophyse stimule la production des hormones hypophysaires telles que la Follicle Stimulating Hormone (FSH ou hormone folliculotrope), la Luteinising Hormone (LH ou hormone lutéotrope) ainsi que la prolactine.

◆ LH : sa sécrétion également pulsatile génère une stimulation de la production de testostérone par l'intermédiaire de récepteurs au niveau des cellules de Leydig.

◆ FSH : elle agit sur le développement et le fonctionnement des cellules de Sertoli par l'intermédiaire de récepteurs situés à leur surface. Par ailleurs ces mêmes cellules produisent deux hormones glycoprotéiques, inhibine et activine, qui, par rétrocontrôle, inhibent ou activent la libération de FSH.

◆ Prolactine : son rôle reste à préciser.

2.1.2. Les hormones stéroïdes

Principalement représentées par la testostérone, il existe également une synthèse d'œstrogènes et de progestérone.

◆ Testostérone : produite par les cellules de Leydig, sa production reste sous dépendance de la stimulation par LH. Essentielle dans le développement des caractères sexuels, elle stimule également la spermatogenèse au niveau des tubes séminifères et la maturation des spermatozoïdes au niveau de l'épididyme. Une corrélation positive existe entre le taux de testostérone et la motilité totale des gamètes (Veronesi et al, 2011a). Les glandes sexuelles annexes ne fonctionnent que sous son imprégnation. Son taux plasmatique augmente au moment de l'érection ($3,13 \pm 0,89$ ng/ml), de l'éjaculation ($3,44 \pm 1,07$ ng/ml), et du retrait de l'ânesse ($3,13 \pm 0,19$ ng/ml). Ce profil de sécrétion diffère de celui du cheval et pourrait expliquer la différence de comportement au moment de la présentation du mâle à la femelle.

◆ Œstrogènes et progestérone : on retrouve une production d'œstradiol au niveau du testicule mais son rôle ainsi que celui de la progestérone reste à identifier. Des récepteurs aux androgènes et aux œstrogènes ont été identifiés chez le cheval au niveau de l'épithélium épидидymaire induisant une action de régulation de la sécrétion de protéines et d'autres facteurs qui interviennent dans les processus de maturation des spermatozoïdes. Enfin, testostérone et œstrogènes exercent un rétrocontrôle négatif au niveau de l'hypophyse, régulant ainsi la libération des hormones hypophysaires.

2.1.3. Autres hormones

Inhibine et activine sont produites par les cellules de Sertoli et inhibent ou activent la sécrétion des hormones gonadotropes hypophysaires et essentiellement FSH. La sécrétion d'inhibine est contrôlée par FSH.

De plus il existe une production d'ocytocine au niveau du fluide interstitiel du testicule, activant la contraction rythmique des tubes séminifères et ainsi l'évacuation du sperme. Les cellules de Leydig ou bien les cellules du rete testis seraient impliquées dans cette libération.

Les prostaglandines interviennent dans le contrôle de l'éjaculation avec un taux plasmatique faible avant l'éjaculation (environ 5 minutes avant) et un taux augmenté jusqu'à un pic 9 minutes après l'éjaculation. Puis le taux redescend significativement dans les minutes suivantes. Cette hormone agit également en augmentant la production du fluide séminal ainsi que le nombre de spermatozoïdes dans l'éjaculat (Veronesi et al, 2011).

Enfin, on retrouve une production de mélatonine dont la stimulation répond à une influence du taux de luminosité combinée à l'action du système sympathique.

2.2. Puberté et maturité sexuelle

La puberté correspond à la première émission d'un sperme fertile. Celle-ci reste corrélée au développement des gonades qui peut être influencé par les conditions d'élevage. Ainsi Choquenot en 1991 démontre que sur deux lots différents d'ânes, l'un ayant une forte

densité d'individus, l'autre ayant une faible densité d'individus, la puberté est observée plus précocement dans le lot à faible densité (figure 5).

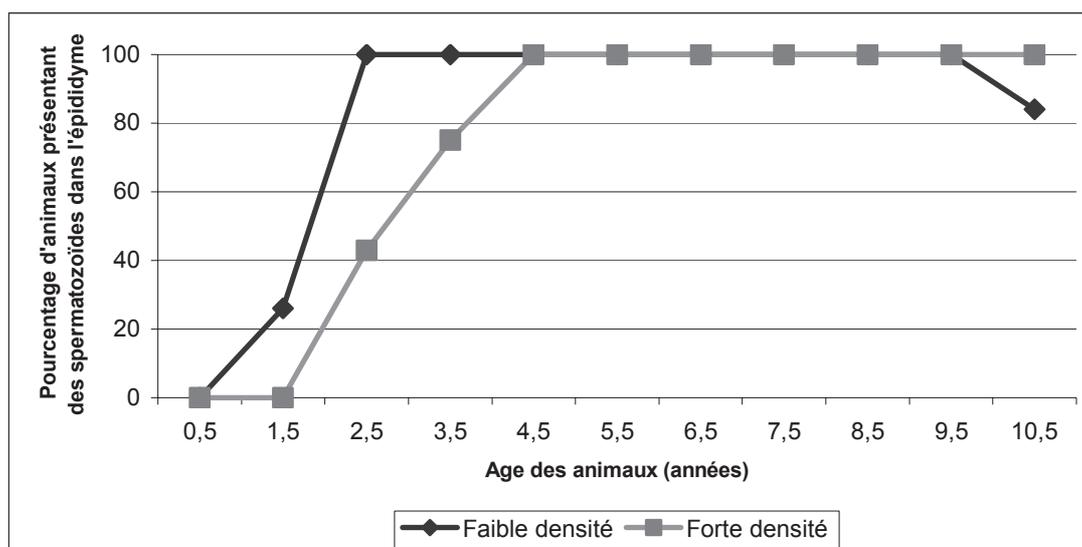


Figure 5 : Influence de la densité de population sur l'âge de maturité sexuelle chez l'âne. (D'après Choquenot, 1991).

A 2 ans et demi, 43 % des ânes issus du lot à forte densité présentent des spermatozoïdes dans l'épididyme alors que ce taux est de 100 % dans le lot à faible densité. Au-delà de la densité de population, c'est l'accès à la nourriture qui constitue ici un facteur déterminant dans le développement des individus.

Selon les auteurs et les différents types d'élevage, un âne mâle est pubère dès 8 mois pour les plus précoces et jusqu'à 2 ans (environ 1 an chez l'âne miniature). Il reste conseillé de ne mettre à la reproduction que des individus âgés d'au moins 3 ans.

2.3. Caractéristiques des éjaculats

Les éjaculats contiennent d'une part les gamètes et d'autre part le plasma séminal qui baigne les cellules sexuelles.

2.3.1. Sperme et spermatozoïdes

Par rapport au cheval, les éjaculats des ânes sont beaucoup plus concentrés en cellules sexuelles (de 60 à 150×10^6 /ml chez l'étalon mais, en général, plus de 250×10^6 /ml chez le baudet). Le taux de spermatozoïdes vivants atteint 80 % contre 55 à 65 % chez le cheval (Carluccio et al, 2013b). Il est intéressant d'étudier les caractéristiques des éjaculats en fonction de nombreux facteurs comme la fréquence d'éjaculation, la stimulation sexuelle, l'âge et le poids des individus, le volume testiculaire, sans oublier les variations liées à la méthode de collecte du sperme (tableau 3).

D'une façon générale, l'éjaculat contient un sperme de bonne qualité avec un taux important de spermatozoïdes viables, mobiles et normaux. De nombreuses études ont cherché à définir les meilleures conditions pour la production d'un sperme de haute qualité qui peut être ensuite conservé et utilisé en insémination artificielle.

Tableau 3 : Principales caractéristiques des éjaculats chez différents types d'âne.

Auteurs	Race	Volume sans gel (ml)	Concentration en spermatozoïdes ($\times 10^6$ par ml)	Taux de spermatozoïdes anormaux (%)	Motilité totale (%)	pH
Roy et al 2003	Martina Franca	de 42,3 à 48	de 300,8 à 329,9	de 3,0 à 5,8		7,2 à 7,4
Purdy 2005b	Âne miniature	25 à 50	200 à 500	10 à 20		7,8 \pm 0,3
Miro et al 2005	Catalan	56,6 \pm 23,2	280,9 \pm 228,9	18,9 \pm 8,6	68,4 \pm 16,6	7,8 \pm 0,3
Canisso et al 2010		47,2 \pm 28,6	253 \pm 91,2		84,2 \pm 6,0	
Quartuccio et al 2011	Ragasuno	de 64 \pm 9 à 190 \pm 30	de 67 \pm 9 à 200 \pm 20		70-90 \pm 10	
Veronesi et al 2011	Pêga Martina Franca	84,6 \pm 26,3	276,1 \pm 88,6		78,8 \pm 7,1	7,2 \pm 0,2
Dorado et al 2013	Andalou Andalou	67,5 \pm 3,8 76,3 \pm 6,6	337,8 \pm 18,7 240,3 \pm 21,5	16,4 \pm 1,1 12,9 \pm 1,4	91,7 \pm 1,1 89,1 \pm 1,8	7,3 7,2
Carluccio et al 2013b	Martina Franca	de 64 \pm 15 à 77 \pm 21	de 285 \pm 69 à 329 \pm 66	3,7 \pm 0,7	81,2 \pm 5,6 à 82,5 \pm 6	7,2
Miro et al 2013	Catalan	52,3 \pm 18,2	273,3 \pm 11,5	17,9 \pm 8,5		7,8 \pm 0,3

2.3.2. Influence de l'âge et du poids des individus

En parallèle de l'évolution des caractéristiques morphologiques du testicule tout au long de la vie des mâles, les caractéristiques séminales varient également. Jusqu'à l'âge de 5 ans, le volume testiculaire augmente ainsi que l'activité des épithéliums se traduisant par une augmentation des multiplications cellulaires. Puis il y a régression des structures avec notamment une baisse régulière du nombre de cellules de Sertoli (Nipken et al, 1997). Ainsi avant l'âge de 4 ans et après l'âge de 14 ans, les animaux présentent des éjaculats de moins bonne qualité. Cependant, Quartuccio et al (2011) démontrent que l'âge, le volume testiculaire et la qualité du sperme ne sont pas significativement corrélés. De même, Dorado et al. (2013) ont mené une étude visant à déterminer l'influence de l'âge et du poids des reproducteurs ayant atteint leur maturité sexuelle sur les caractéristiques du sperme. Les animaux, des ânes de race Andalouse, étaient âgés de 4 à plus de 14 ans et leur poids s'étalait de 313 kg à 435 kg. Les résultats indiquent qu'il n'existe pas de corrélation entre l'âge de l'animal et les caractéristiques générales des éjaculats dans cet intervalle d'âge de 4 à 14 ans (tableau 4 et 6).

Par contre, le poids des animaux présente une influence sur la motilité du sperme (motilité totale et progressive), sur la morphologie des spermatozoïdes et enfin sur le pH (tableau 5 et 6). L'hypothèse retenue est que la masse de l'animal influe sur la thermorégulation au niveau des gonades en réduisant les pertes de chaleur entraînant ainsi une augmentation de température délétère au niveau du testicule (Dorado et al, 2013). Les éjaculats recueillis montrent un pourcentage plus faible de spermatozoïdes morphologiquement normaux et ayant une motilité progressive normale.

Tableau 4 : Influence de l'âge sur les caractéristiques du sperme
(Moy ± SEM sur 12 ânes prélevés chacun 5 fois).
(D'après Dorado et al, 2013).

Age (années)	4-8 (n=3)	9-10 (n=5)	11-13 (n=2)	> 14 (n=2)
<u>Caractéristiques du sperme</u>				
Volume sans gel (ml)	57,4±0,1	75,1±0,2	47,9±0,1	79,3±0,2
Concentration en spermatozoïdes (x10 ⁶ /ml)	382,3±1,1	299,0±0,8	361,1±0,9	364,5±1,5
Motilité totale (%) ^a	90,8±0,1	93,5±0,0	90,1±0,1	90,0±0,1
Motilité progressive (%) ^b	72,0±0,1	78,7±0,1	76,0±0,1	69,0±0,1
pH	7,2±0,0	7,3±0,0	7,4±0,0	7,2±0,0
Anomalies totales	14,7±0,1	16,4±0,1	19,8±0,1	15,2±0,1

a : La motilité totale est définie par le pourcentage de spermatozoïdes dont la vitesse >10 µm/s.

b : La motilité progressive est définie par le pourcentage de spermatozoïdes dont la vitesse >90 µm/s et dont la rectitude de la trajectoire >75 %.

Tableau 5 : Influence du poids sur les caractéristiques du sperme
(Moy ± SEM sur 12 ânes prélevés chacun 5 fois).
(D'après Dorado et al, 2013).

Poids (kg)	≤370 (n=3)	>370≤400 (n=5)	>400 (n=4)
<u>Caractéristiques du sperme</u>			
Volume sans gel (ml)	68,4±0,2	84,1±0,2	58,4±0,2
Concentration en spermatozoïdes (x10 ⁶ /ml)	226,5±0,3	306,2±0,8	316,2±1,3
Motilité totale (%) ^a	91,8±0,1	93,7±0,0	80,1±0,1
Motilité progressive (%) ^b	72,6±0,1	74,6±0,1	56,8±0,1
pH	7,2±0,0	7,3±0,0	7,0±0,0
Anomalies totales	11,2±0,0	13,0±0,1	18,5±0,1

a : La motilité totale est définie par le pourcentage de spermatozoïdes dont la vitesse >10 µm/s

b : La motilité progressive est définie par le pourcentage de spermatozoïdes dont la vitesse >90 µm/s et dont la rectitude de la trajectoire >75 %.

Tableau 6 : Corrélations entre les caractéristiques du sperme et l'âge ou le poids.
(D'après Dorado et al, 2013).

Caractéristiques	Age		Poids	
	Corrélation (Spearman)	P	Corrélation (Spearman)	P
Volume sans gel (ml)	0,19	0,18	-0,29	0,12
Concentration en spermatozoïdes (x10 ⁶ /ml)	-0,05	0,74	0,32	0,09
Motilité totale (%)	0,01	0,92	-0,31	0,05
Motilité progressive (%)	-0,03	0,83	-0,34	0,03
pH	0,23	0,11	-0,52	0,00
Anomalies totales	0,03	0,86	0,38	0,04

Les valeurs en gras sont statistiquement significatives (P<0.05).

2.3.3. Influence des facteurs d'élevage

L'influence de la fréquence des éjaculations sur la qualité du sperme chez l'âne a été étudiée par Gastal et al (1997). 6 ânes de 2 à 7 ans sont prélevés 1 fois par semaine durant un an et l'on récolte à chaque fois 2 éjaculats à 4 heures d'intervalle. Deux groupes (A et B) sont distingués du fait de défaut d'éjaculation dans certains cas. Cette étude rejoint les conclusions de l'étude de Pickett et al (1976) effectuée chez le cheval. Ainsi la fréquence des éjaculations influe sur le nombre total de spermatozoïdes. L'augmentation de cette fréquence diminue la concentration du sperme en cellules sexuelles (tableau 7). Le nombre total de spermatozoïdes dans le deuxième éjaculat représente en moyenne 63,5 % du nombre total de spermatozoïdes dans le premier éjaculat (50 % dans l'étude de Pickett et al chez le cheval). D'autre part, Roy et al (2003) ont noté une augmentation du pourcentage de spermatozoïdes anormaux en cas de

nombreuses éjaculations et notamment lorsque le boudet était prélevé 2 fois par semaine au lieu d'une seule fois.

Tableau 7 : Influence de la fréquence d'éjaculation sur la qualité du sperme
(Moy \pm SEM sur 6 ânes et 224 éjaculats).
(D'après Gastal et al, 1997).

Caractéristiques	Ejaculat 1	Ejaculat 2
Volume sans gel (ml)	29,2 \pm 2,2	31,7 \pm 2,2
Motilité progressive (%)	71 \pm 1,6	72,9 \pm 1,6
Spermatozoïdes vivants (%)	82,6 \pm 2,1 (A)	82,3 \pm 2,1 (A)
	84,6 \pm 1,4 (B)	86,6 \pm 1,4 (B)
Nombre total de spermatozoïdes (x10 ⁹)	10,6\pm0,8 (A)	5,8\pm0,8 (A)
	13,3\pm1,2 (B)	9,6\pm1,2 (B)
Anomalies de la tête (%)	1,2 \pm 0,3 (A)	1,4 \pm 0,3 (A)
	1,6 \pm 0,3 (B)	1,9 \pm 0,3 (B)
Anomalie du corps (%)	7,7 \pm 0,7 (A et B)	6,1 \pm 0,7 (A et B)
Anomalie de la queue (%)	7,3 \pm 0,7 (A et B)	6,8 \pm 0,7 (A et B)
pH	7,6	7,6

Groupe A : éjaculat recueilli précédé de 2 récoltes la semaine précédente

Groupe B : éjaculat recueilli précédé d'une récolte la semaine précédente

Ejaculat 1 et 2 récoltés à 4 heures d'intervalle.

2.3.4. Caractéristiques du plasma séminal

Le plasma séminal correspond à la phase liquide qui entoure les spermatozoïdes. Il est produit par les cellules de Sertoli au niveau testiculaire, les glandes annexes (dont les sécrétions sont sous dépendance hormonale) et l'épididyme. Ses caractéristiques biochimiques varient au cours de l'année et conditionnent la production d'un sperme de qualité (tableau 8).

Tableau 8 : Caractéristiques biochimiques du plasma séminal selon la saison (moyennes à partir du prélèvement de 5 ânes, 1 à 2 fois par semaine durant les mois d'été, automne et hiver).
(D'après Roy et al, 2004).

Paramètres	Été	Automne	Hiver
Glucose (mg/dl)	6,17	11,41	10,25
Cholestérol (mg/dl)	13,31	16,04	14,69
Protéines totales (g/dl)	4,2	4,43	3,92
Albumine (g/dl)	0,75	0,79	0,71
Phosphatases acides (UI/L)	16,08	17,89	18,08
Phosphatases alcalines (UI/L)	39,65	50,30	63,68
Aspartate transaminase (UI/L)	387,52	456,40	498,36
Alanine transaminase (UI/L)	22,72	26,3	34,77
Lactate deshydrogénase (UI/L)	2916,28	3344,52	2322,31

◆ Glucose : source d'énergie pour les spermatozoïdes, c'est au niveau des mitochondries que les processus d'oxydation fournissent l'essentiel de l'énergie des cellules sous la forme d'ATP qui intervient dans la motilité. On observe également un cycle de dégradation anaérobie donnant de l'acide lactique à partir de fructose mais dans une proportion assez faible, le plasma séminal de l'âne ne contenant qu'un taux faible de fructose.

◆ Cholestérol : il existe une corrélation positive entre le taux de cholestérol et la concentration en spermatozoïdes dans le sperme. Le cholestérol est à la base de la synthèse de la testostérone qui stimule la spermatogenèse.

◆ Protéines : représentées principalement par l'albumine qui protège les spermatozoïdes des effets délétères des peroxydations lipidiques. Sa présence influe sur la motilité. Le taux des différentes enzymes est en relation avec la concentration en gamètes et avec le pourcentage de spermatozoïdes vivants.

Selon l'étude de Roy et al (2004), il existe une augmentation de l'activité métabolique et biosynthétique en été et automne, période propice à la récolte de sperme.

2.4. Saisonnalité

Concernant l'influence de la saison (photopériode et température ambiante) sur la qualité et la production de sperme, les résultats sont très variables selon les études et notamment en fonction des régions du globe. Ainsi Gastal et al (1997) au sud du Brésil n'observent que peu d'effet de la saison sur les caractéristiques séminales alors que Carluccio et al (2013b) en Italie ou encore Roy et al (2004) au nord de l'Inde et Dorado et al (2013) en Espagne ont mis en évidence des modifications affectant :

- ◆ le volume sans gel et la concentration en spermatozoïdes
- ◆ la motilité progressive
- ◆ la vitesse
- ◆ le pourcentage de spermatozoïdes anormaux et la qualité des membranes cellulaires
- ◆ le pH
- ◆ le taux de glucose
- ◆ le taux de cholestérol
- ◆ le taux de protéines dans le sperme.

Les différentes études font état d'une forte variabilité selon les individus. La mise en évidence de l'effet de la saison sur la qualité du sperme pourrait être affecté par cette forte variabilité individuelle (Carluccio et al, 2013b).

Néanmoins, des différences significatives existent et concernent surtout le volume et la concentration en spermatozoïdes qui semblent évoluer au cours des saisons. Chez l'âne, le volume de sperme obtenu est plus important durant les jours courts (automne-hiver) et donc la concentration en spermatozoïdes y est plus faible. Ces variations correspondent à une augmentation du volume des sécrétions des glandes annexes, liée à la phase de stimulation sexuelle plus longue en hiver. Il n'existe pas, chez l'âne, de modification morphologique des testicules selon la saison.

Au contraire, chez le cheval, le volume et le poids des testicules augmentent durant la saison de reproduction et donc durant les jours longs (printemps-été). Ce phénomène est à mettre en parallèle avec l'observation d'une testostéronémie augmentée par rapport au reste de l'année. Il en résulte une plus grande production de cellules sexuelles. Une corrélation positive existe entre le volume du testicule et le nombre total de spermatozoïdes dans les éjaculats dans cette espèce (Carluccio et al, 2013b). Cela se traduit également par des modifications morphologiques des testicules chez le cheval en fonction des saisons.

L'appareil reproducteur de l'âne apparaît donc proportionnellement plus développé que celui du cheval principalement en ce qui concerne les tubes séminifères, l'appareil copulateur et les glandes annexes. Les caractéristiques des éjaculats présentent également une plus forte concentration en gamètes.

II. APPAREIL REPRODUCTEUR FEMELLE

L'appareil génital des ânesses présente, au niveau anatomique, des différences de taille et de positionnement des différents organes et, au niveau physiologique, un fonctionnement distinct de celui des juments.

1. ANATOMIE

1.1. Ovaire

1.1.1. Forme et situation

L'ovaire, en forme de haricot, se trouve en position légèrement plus crâniale que chez la jument. On le situe en regard de la 4^{ème}-5^{ème} vertèbre lombaire (figure 6).

Le mésovarium entoure pratiquement toute la gonade ne laissant à l'épithélium germinatif qu'une faible surface libre. L'ovulation ne peut avoir lieu que dans cette zone réduite.

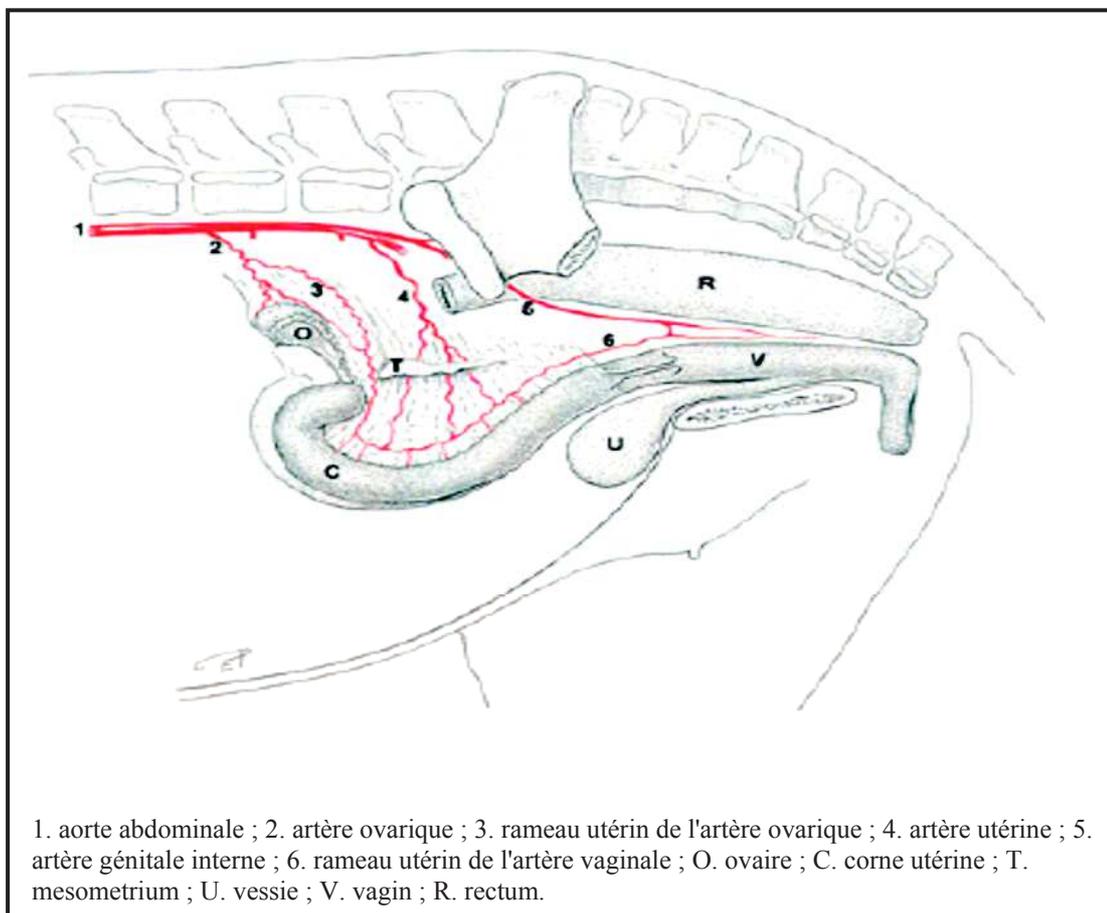


Figure 6 : Vue gauche de l'appareil génital d'une ânesse.
(D'après Renner-Martin et al, 2009).

1.1.2. Taille

La taille de l'ovaire, comparable à celle de la jument, varie selon la race et les individus. Ainsi ses dimensions vont de 33 à 54 mm de long et de 19 à 41 mm de large. Par comparaison, les valeurs chez une jument de taille moyenne sont de 60 à 88 mm de long et de 30 à 40 mm d'épaisseur. La masse de l'ovaire s'étale de 20 à 50 g comparativement à 70 à 80 g chez la jument. Renner-Martin et al (2009) ont répertorié les caractéristiques

morphométriques des ovaires sur des ânesses de différentes corpulences afin d'établir une moyenne (tableau 9). D'après ces données, aucune corrélation ne peut être établie entre la taille et le poids des ovaires et la corpulence des animaux d'une même race.

Tableau 9 : Variation de la taille de l'ovaire en fonction de la corpulence de l'ânesse.
(D'après Renner-Martin et al, 2009).

Poids (kg) des individus	Ovaire gauche			Ovaire droit		
	Poids (g)	Longueur (mm)	Largeur (mm)	Poids (g)	Longueur (mm)	Largeur (mm)
135	46,9	40	34	31,8	36	26
141	33,6	46	36	26,4	44	26
152	25,0	34	19	43,8	47	27
179	26,4	41	28	38,9	54	34
179	32,7	51	39	21,1	44	29
182	37,6	42	34	28,1	34	25
189	41,9	42	38	26,2	33	27
207	25,2	46	34	39,1	40	25
209	22,2	41	21	35,57	43	34
275	48,3	52	41	21,4	40	36
Moyenne 184,8	Moyenne 33,98	Moyenne 43,5	Moyenne 32,4	Moyenne 31,2	Moyenne 41,5	Moyenne 28,9

1.1.3. Structure

Le stroma est dense, particulièrement fibreux et riche en gros vaisseaux. Le péritoine entoure la glande sauf au niveau de la fosse ovarique, lieu de déhiscence des follicules.

Selon le moment du cycle ovarien, on observe des follicules visibles au centre de l'ovaire, de diamètre variant de 10 à 40 mm. Plus leur taille augmente, plus les follicules sont repoussés vers la fosse ovarique. Des corps jaunes de couleur allant de blanc à rouge foncé et de 15 à 35 mm de diamètre sont présents et ils ne sont jamais en saillie par rapport à la surface de l'ovaire.

1.1.4. Ligaments

Les ovaires sont suspendus en région lombaire par le mésovarium. L'extrémité utérine de l'ovaire est reliée avec l'apex de l'utérus par le ligament propre de l'ovaire.

Chez l'ânesse, le mesosalpinx est large et couvre la face latérale de l'ovaire comme un voile qui forme alors avec la partie distale du mésovarium une large bourse ovarique plus profonde que chez la jument.

1.2. Tractus génital

1.2.1. Trompes utérines

Les trompes utérines mesurent chez l'ânesse de 150 à 270 mm de long (200 à 300 chez la jument) et présentent un diamètre de 1,5 à 3 mm sur leur partie centrale (2 à 3 mm chez la jument) et de 4 à 5 mm au niveau de l'ampoule (4 à 8 mm chez la jument).

La trompe utérine ne s'avance pas au-delà de l'ovaire mais décrit un arc de cercle sur sa face latérale. Son ampoule est large et présente de nombreux plis.

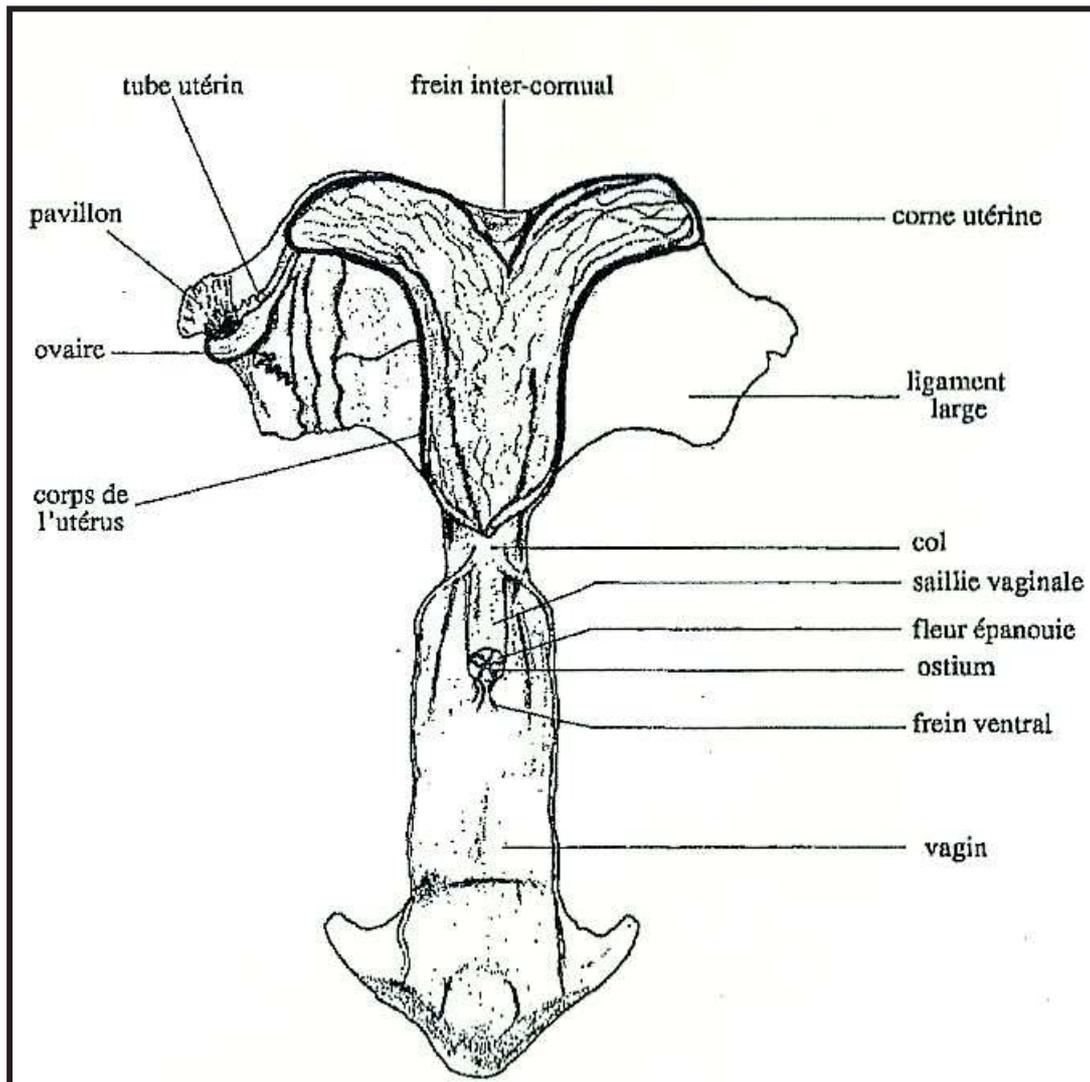


Figure 7 : Appareil génital de l'ânesse "Baudet du Poitou" (organes ouverts).
(D'après Guintard et al, 1996).

1.2.2. Utérus

Comparativement au cheval, l'utérus de l'ânesse apparaît plus développé : il représente 0,59 % de la masse corporelle alors que l'on admet une proportion de 0,31 % chez les juments (Renner-Martin et al, 2009). Le mesometrium présente un appendice très important. On distingue trois parties distinctes : le col de l'utérus, le corps utérin et les deux cornes utérines (figure 7).

1.2.2.1. Cornes utérines

Les cornes de l'utérus sont situées en regard de la 5ème vertèbre lombaire. Elles apparaissent légèrement incurvées et dirigées crânialement et latéralement. De forme cylindrique, leur extrémité crâniale présente un bord arrondi et émoussé. Dans l'étude menée par Renner-Martin et al (2009), leur longueur est d'en moyenne 94 mm pour des animaux de poids moyen de 185 kg (250 mm chez la jument pour des animaux de 500 kg en moyenne ; tableau 10).

Tableau 10 : Variation des caractéristiques de l'utérus en fonction de la corpulence des ânesses.
(D'après Renner-Martin et al, 2009).

Poids (kg)	135	141	152	179	179	182	189	207	209	275	Moy.
Longueur corne utérine gauche (mm)	62	105	64	83	90	85	88	115	120	125	93,7
Longueur corne utérine droite (mm)	62	107	62	82	88	85	89	114	124	123	93,6
Longueur du corps de l'utérus (mm)	50	60	60	52	51	48	50	48	45	45	50,9
Longueur du col de l'utérus (mm)	48	63	49	65	62	68	65	67	68	71	62,6
Diamètre du col de l'utérus (mm)	23	31	24	23	24	28	30	29	29	37	27,8
Longueur vestibule de l'utérus (mm)	110	108	125	143	140	150	140	130	120	130	129,6
Longueur cavité de l'utérus (mm)	95	85	100	100	78	130	89	76	89	100	94,2

La partie crâniale des deux cornes utérines est vascularisée par l'intermédiaire du rameau utérin de l'artère ovarique.

1.2.2.2. Corps de l'utérus

Le corps de l'utérus, de forme cylindrique, se situe en partie abdominale et pelvienne. L'endomètre qui couvre sa face interne présente des plis longitudinaux. Sa longueur est d'en moyenne 50 mm contre 180 à 200 mm chez la jument (tableau 10).

1.2.2.3. Col de l'utérus

Le col de l'utérus de l'ânesse a la particularité d'être long et étroit. Il est tapissé sur sa face interne de plis longitudinaux tortueux. Cette spécificité entraîne un risque plus important de dilacération lors de mises bas difficiles. D'autre part, il dépasse largement dans la lumière vaginale en raison d'un fornix très profond. Dans l'étude menée par Renner-Martin et al (2009), les longueurs et diamètres moyens pour le col de l'utérus sont respectivement de 62,6 mm et 27,8 mm (62,5 mm de long et de 37,5 mm de diamètre chez la jument; tableau 10).

De plus il existe des variations de dimensions et de positionnement du col en fonction du cycle ovarien. Ainsi durant l'œstrus, le col se ramollit et sa partie saillante dans le vagin (exocol) s'affaisse. En pratique courante, cet élément constitue un frein au cathétérisme du col car ce dernier ne se trouve jamais dans l'alignement du vagin.

D'autre part, Guintard et al (1996) ont mis en évidence une variation de dimension chez des femelles Baudet du Poitou selon l'âge et le format des individus. Ainsi, en période d'œstrus, les jeunes individus (moins de 4 ans) présentent un col plus court mais de diamètre plus grand que les individus âgés (5 ans et plus). De la même manière, les femelles plus élancées (plus de 130 cm au garrot) présentent un col plus court et de diamètre plus grand que les femelles petites (moins de 120 cm au garrot).

Enfin, le col apparaît plus long en dioestrus (en moyenne plus 34 mm) alors que son diamètre est réduit.

1.2.3. Vagin et vulve

Le vestibule du vagin est séparé de la cavité du vagin par un pli transverse situé près de l'ostium externe de l'urètre. Leur longueur respective est de 130 mm et 95 mm en moyenne (110 mm et 175 mm chez la jument ; Renner-Martin, 2009 ; tableau 10).

La vulve présente de petites lèvres beaucoup plus serrées que chez la jument. Le clitoris très proéminent par rapport aux autres espèces domestiques présente trois sinus situés dorsalement et une large fosse à sa base.

1.3. Mamelle

L'ânesse possède une mamelle composée c'est-à-dire constituée de lobes simples prolongés par leur canal excréteur respectif (chez la jument, on trouve 2 lobes par trayon ; figure 8 et 9). Dans les périodes de repos, son poids moyen est de 400 g, mais il double en période de lactation.

L'ânesse possède un trayon beaucoup plus prononcé que la jument et qui apparaît aplati. A son extrémité s'ouvre deux ostiums papillaires (exceptionnellement trois ou quatre) reliés par le conduit papillaire à la zone glandulaire vaste et irrégulière d'une contenance d'une quinzaine de millilitres environ. Chaque mamelle est irriguée par une artère honteuse externe volumineuse et présente un retour veineux divisé en deux systèmes, la veine la plus volumineuse ne suivant pas le trajet artériel.

La morphologie de la tétine en forme de pomme d'arrosoir ne permet pas de mettre en place des traitements locaux en cas de mammite.

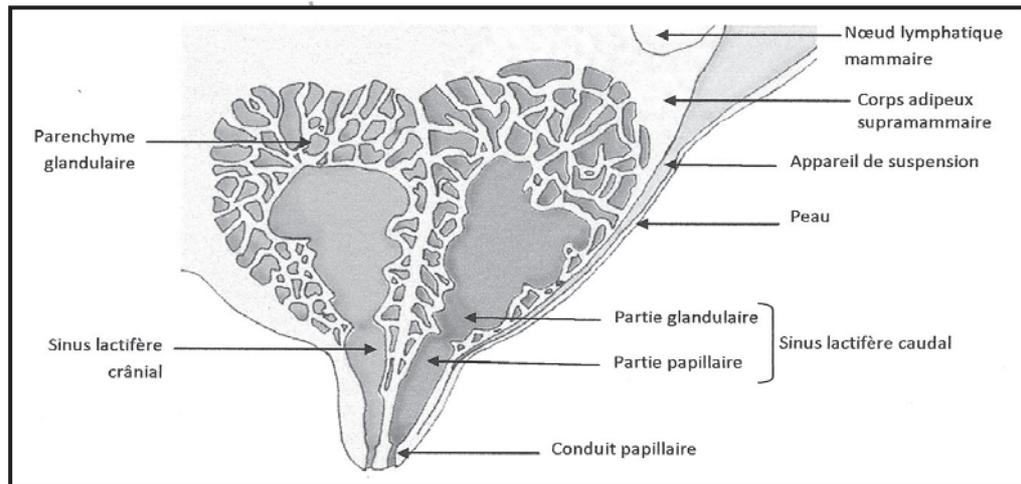


Figure 8 : Coupe sagittale d'une mamelle de jument.
(D'après Barone, 1978).

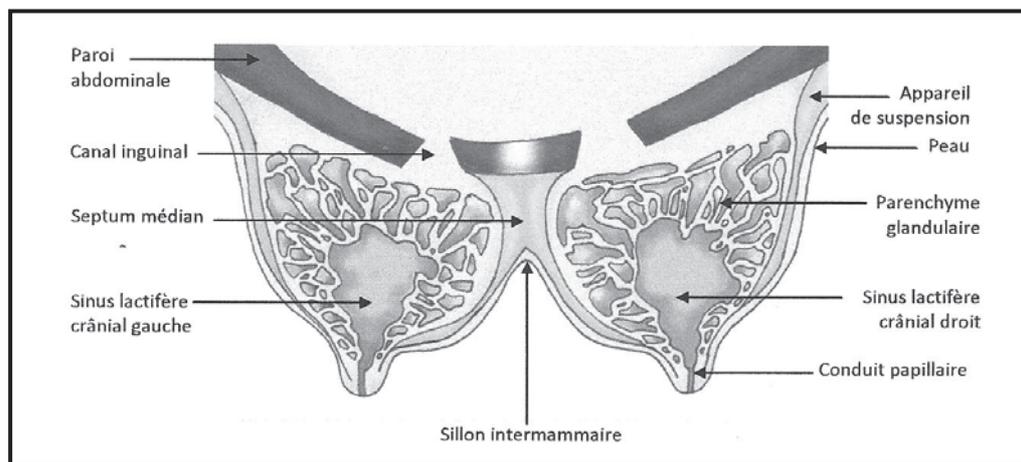


Figure 9 : Coupe transversale des mamelles de jument.
(D'après Mesnard, 2013).

La capacité de stockage faible du fait d'un petit pis (comme la jument) oblige à traire régulièrement. La production est de 0,17 à 2,3 litres par jour pendant 6 à 8 mois, voire jusqu'à 18 mois selon certains auteurs (Dechambre, 1895).

Il existe une très grande variabilité de la quantité de lait produit selon la race et surtout l'individu, aucune sélection n'ayant été opérée sur ce critère d'élevage. Mais ces quantités peuvent aussi varier selon le nombre de traites par jour, l'intervalle entre deux traites (les meilleurs résultats sont obtenus lorsque l'on effectue deux traites à 8 heures d'intervalle),

selon la saison et le stade de lactation. Une légère augmentation de la production est observée au printemps en corrélation avec une alimentation plus riche des femelles (Valy, 2012).

Le lait du premier mois doit être uniquement destiné à l'ânon. Si l'on veut récolter le lait, l'ânon doit rester présent auprès de la mère tout au long de la période de lactation sous peine de voir cette dernière se tarir.

2. PHYSIOLOGIE DE L'ÂNESSE NON GRAVIDE

2.1. Puberté et maturité sexuelle

L'activité ovarienne chez l'ânesse apparaît entre 8 et 24 mois. Cette grande variabilité peut être expliquée par les facteurs d'élevage tels que la race, l'alimentation des animaux et leur état de santé mais aussi par des facteurs environnementaux tels que la température, le taux d'humidité et la photopériode.

Dès le milieu de la gestation, l'ovaire fœtal présente une structure qui regroupe un nombre important de follicules primaires. Ce n'est que dans les mois suivant la naissance que des follicules secondaires se développent et deviennent visibles à l'œil nu. En s'accroissant, ils s'enfoncent dans la medulla. Jusqu'à l'âge de deux ans, l'ovaire croît régulièrement et atteint sa conformation définitive.

2.2. Cycle œstral

2.2.1. Durée du cycle

Comme dans de nombreuses espèces, la durée du cycle montre une grande variabilité mais en moyenne, chez l'ânesse, il est de 23 à 24 jours, les différentes observations établissant une durée variant de 13 à 31 jours.

Ces variations se retrouvent dans les durées respectives de l'œstrus lui-même (6.6 jours en moyenne, mais variant de 3 à 12 jours) et du diœstrus (18 jours en moyenne mais variant de 15 à 20 jours ; tableau 11).

Tableau 11 : Durée du cycle œstral (Moy ± SEM), de l'œstrus et du diœstrus chez l'ânesse. (D'après Tibary et al, 1994).

Race (pays)	Cycle (jours)	œstrus (jours)	Diœstrus (jours)	Auteurs
(Angleterre)	23 à 25	6 à 9		Allen, 1985
(USA)	21-28	2-7		Berliner et al, 1983
Guanzhong	20,3	6,1		Gao, 1983
(USA)	23-24	5,2-6,7		Ginther, 1987
	25-27	7,1-15,2		
(Brésil)	25,9±2,9	7,9±2,9		Henry et al, 1987
Jinan	22	4-8		Nie et al, 1983
(Japon)	22,8 (13-21)	6,0±0,6 (3-14)		Nishikawa et Yamasaki, 1949
(Russie)	22	4-7		Svecin, 1939
Mammoth (USA)	23,3±2,8	5,9±2,1		Blanchard et al, 1999
(USA)	24,9±0,7	3-12	17,4±2,6	Vanderplasseche et al, 1981
Catalan (Espagne)	24,9±0,26	5,64±0,2	19,3±0,6	Taberner et al, 2008
Martine Franca	23,3±0,8	6,5±0,6	19,8±0,4	Contri et al, 2014
(Italie)			16,8±0,6	

Ces variations trouvent leur origine dans l'influence de facteurs génétiques et environnementaux. Ainsi Fielding (1988) note que les ânesses nourries à l'herbe abondante présentent des durées de cycle œstral plus courtes.

Henry (2001) détermine le jour de l'ovulation par rapport à l'œstrus : ainsi 51 % des ovulations ont eu lieu le dernier jour des chaleurs, 24 % la veille et 10 % le lendemain. La

mise à la reproduction est donc optimale 4 jours avant et jusqu'à 3 jours après la fin de l'œstrus.

2.2.2. Régulation hormonale du cycle

Les différentes phases du cycle œstral correspondent successivement à la maturation des follicules puis à l'ovulation, à l'installation du corps jaune et à son fonctionnement et enfin à sa lyse. Tous ces événements restent sous dépendance hormonale et font intervenir plusieurs structures comme le complexe hypothalamo-hypophysaire, les organes sexuels et d'autres éléments annexes.

2.2.2.1. Complexe hypothalamo-hypophysaire

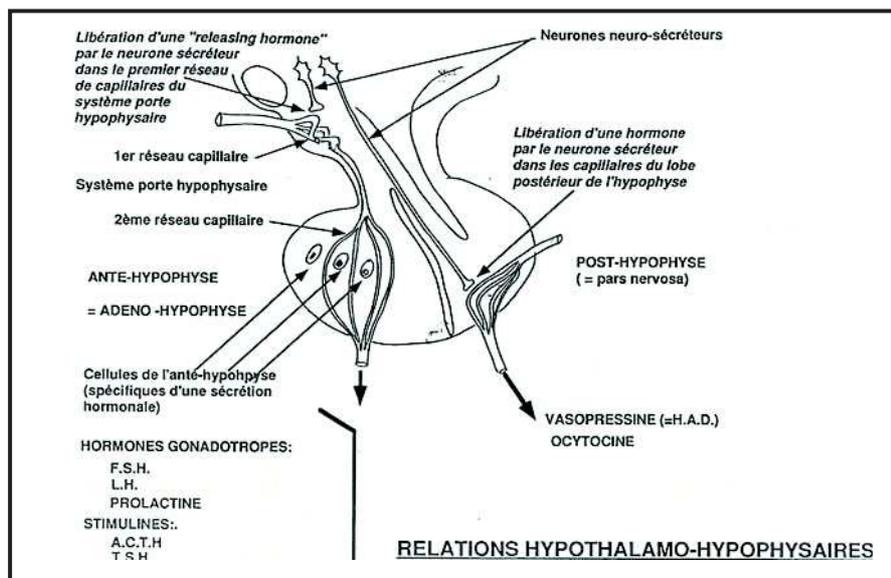


Figure 10 : Schématisation du complexe hypothalamo-hypophysaire.
(D'après Brugère, 1992).

L'hypothalamus est le siège de production de la Gonadotropin Releasing Hormone (GnRH), hormone peptidique à sécrétion permanente chez l'ânesse et dont la cible par l'intermédiaire du système porte est l'adénohypophyse (figure 10).

L'adénohypophyse est le siège de production de deux hormones glycoprotéïques : la LH et la FSH. Leur sécrétion reste dépendante de la stimulation par La GnRH et les follicules ovariens sont leurs cibles.

◆FSH : son profil de production indique des valeurs faibles au cours de l'œstrus et fortes durant le diœstrus. De plus il a la particularité de présenter 3 pics de sécrétion à 3, 9 et 15 jours après l'ovulation chez l'ânesse (Henry, 2001). Ces pics interviennent dans la sélection des follicules les plus avancés, qui présentent plus de récepteurs à FSH. Le taux de FSH augmente progressivement à partir du jour précédent l'ovulation. Son action principale reste la stimulation de la croissance folliculaire mais aussi la stimulation de la production d'œstrogènes, la production d'inhibine, l'augmentation de la vascularisation des follicules, la fragilisation de leur paroi, l'augmentation de la concentration intra-folliculaire en œstradiol, l'induction de la formation de récepteurs à LH et enfin une participation à la mise en place et au maintien du corps jaune (Sennes, 2012).

◆LH (figure 11) : son profil de production indique une augmentation plus progressive que chez la jument avec un début d'augmentation 12 jours avant l'ovulation. Ses valeurs maximum sont atteintes le jour suivant l'ovulation et décroissent jusqu'au 7ème jour post-ovulation pour arriver aux valeurs en diœstrus (Henry, 2001). Son action induit une production d'hormones androgènes par les cellules de la thèque, transformées ensuite en

œstrogènes par les cellules de la granulosa. La maturation folliculaire est stimulée par l'augmentation du taux de LH jusqu'à l'ovulation. Enfin la LH reste essentielle à la formation et au maintien du corps jaune en association avec la progestérone (Sennes, 2012).

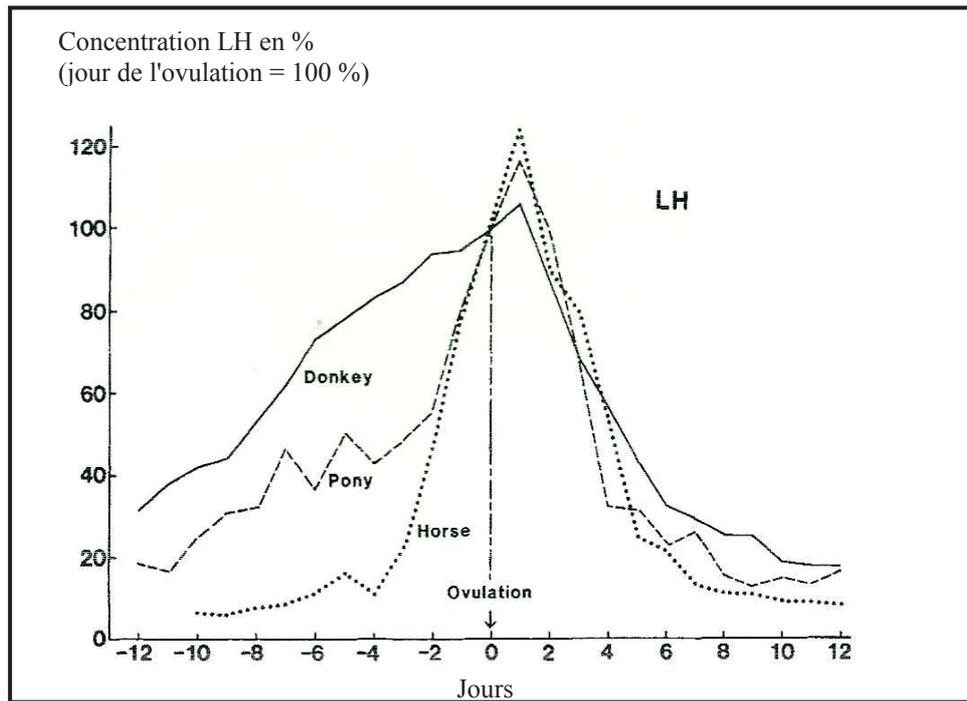


Figure 11 : Profil de sécrétion de LH chez l'ânesse, la ponette et la jument. (D'après Vandeplassche et al, 1981).

2.2.2.2. Hormones stéroïdes

Œstrogènes et progestérone sont impliquées dans le contrôle de la fonction de reproduction. Ce sont deux hormones issues de la transformation du cholestérol, lui même changé en prègnénolone. Leurs profils de sécrétion sont représentés figure 12.

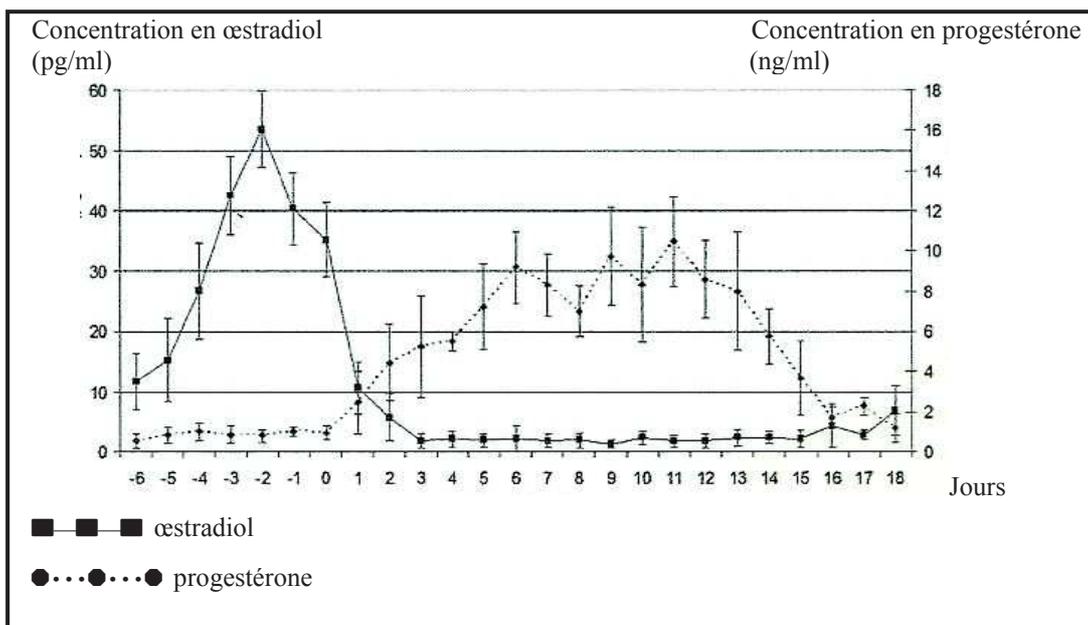


Figure 12 : Profil de sécrétion des hormones stéroïdes chez l'ânesse non gravide. (D'après Contri et al, 2014).

◆ Œstrogènes : l'œstradiol est produit par les cellules de la thèque et les cellules de la granulosa des follicules ovariens. Son taux augmente après le déclin du taux de

progestérone jusqu'à être maximal entre le 3ème et le 1er jour avant l'ovulation (figure 10). Les valeurs du diœstrus se retrouvent entre le jour de l'ovulation et le 3ème jour suivant. Leurs différentes actions sont l'acquisition du comportement d'œstrus, l'augmentation de la sécrétion de LH par la stimulation de la production de GnRH et par l'augmentation du nombre de récepteurs au niveau de l'adénohypophyse. Il induit également une modification des caractéristiques de l'utérus (augmentation de son poids et de sa taille) ainsi que de la quantité de glaire cervicale.

◆ Progestérone : produite par les cellules de la granulosa du corps jaune après l'ovulation, son taux ne dépasse pas 1 ng/ml pendant l'œstrus. Il reste bas 1 à 2 jours avant le déclenchement de l'œstrus et augmente le jour suivant l'ovulation jusqu'à atteindre un plateau entre le 4ème et le 14ème jour post-ovulation. Les valeurs maximales en diœstrus sont influencées par le nombre d'ovulations. Lorsqu'un seul follicule ovule, ce taux est de 15,6 ng/ml. Il est de 37 ng/ml lorsque deux follicules ovulent et de 50 ng/ml pour quatre ovulations (Henry et al, 1987). Sans gestation, la lyse du corps jaune intervient sous l'influence de la libération de prostaglandines ($\text{PGF}_{2\alpha}$) et le taux de progestérone chute. La progestérone agit en freinant ou stimulant la sécrétion de LH et FSH et intervient au niveau utérin par une modification des sécrétions et du tonus de cet organe.

2.2.2.3. Autres hormones

◆ Les prostaglandines ($\text{PGF}_{2\alpha}$) sont produites et sécrétées par l'endomètre et ont pour cible le corps jaune, leur fixation sur ce dernier provoque sa lyse et la fin de la phase lutéale du cycle. Pour être sensible aux prostaglandines, le corps jaune doit être suffisamment mature pour présenter des récepteurs spécifiques. Chez l'ânesse, la sensibilité du corps jaune aux prostaglandines intervient dès le 3ème jour post-ovulation (Carluccio et al, 2006b). Tout événement inhibant la sécrétion de prostaglandines (gestation) induit le maintien du corps jaune et le blocage du cycle œstral.

◆ La mélatonine : synthétisée dans la glande pinéale, sa production répond à un rythme circadien et serait également sous l'influence du système nerveux sympathique. La mélatonine inhibe la sécrétion de GnRH et donc diminue l'activité ovarienne. Elle est responsable de la saisonnalité de l'activité sexuelle chez les équidés (figure 13).

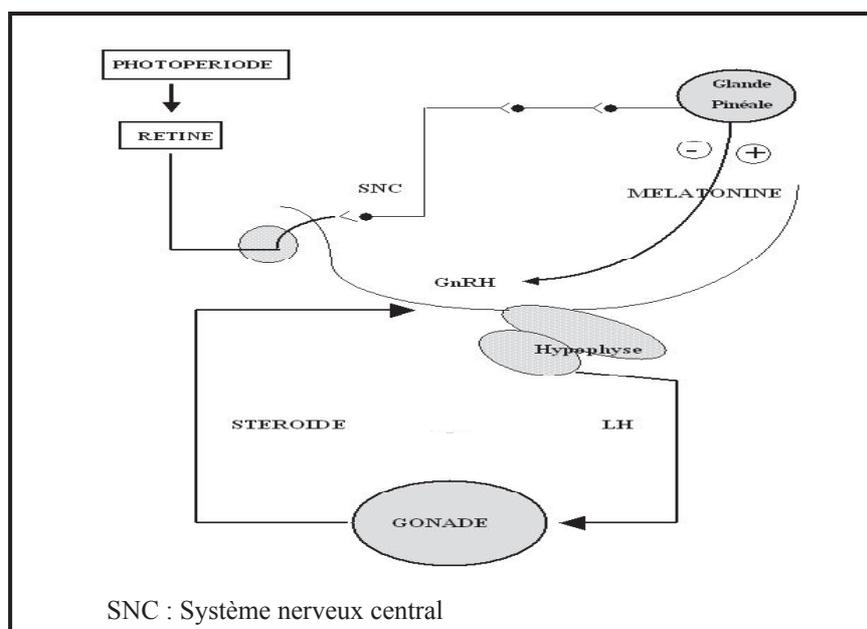


Figure 13 : Fonctionnement de la glande pinéale. (D'après Brugère, 1992).

◆L'ocytocine : est un neuropeptide synthétisé dans l'hypothalamus. En fin de diœstrus, le corps jaune semble être à l'origine d'une augmentation de sa concentration sanguine, stimulant à son tour la production de prostaglandines.

◆L'inhibine : produite par les cellules de la granulosa, elle agit sur l'axe hypothalamo-hypophysaire en inhibant la sécrétion de FSH.

2.2.3. Croissance folliculaire et ovulation

La connaissance du développement folliculaire permet de mettre en place des repères utiles à la détermination du meilleur moment de mise à la reproduction.

Les follicules sont classés en 3 catégories :

- ◆petits follicules < 20mm
- ◆follicules moyens entre 20 et 24 mm
- ◆follicules larges > 25mm

Le diamètre moyen d'un follicule préovulatoire semble dépendre de la race et de la corpulence des animaux. Ainsi, chez le baudet de Poitou, son diamètre est de 30 à 33 mm alors qu'il est de 35 à 45 mm chez les grands ânes des Etats Unis et dans la race Pêga . Les petits ânes nord-Africains présentent des follicules préovulatoires de 32 mm. Le diamètre et le nombre de gros follicules augmente 7 jours avant l'ovulation (Vandeplasshe et al, 1981). La croissance folliculaire au cours des 5 jours précédant l'ovulation est de 2,7 à 3,7 mm/jour. Les follicules moyens sont les plus nombreux 4 jours avant l'ovulation et les petits follicules régressent juste avant l'ovulation.

Après ovulation, il existe un remaniement folliculaire pendant 12 jours. Le nombre de petits follicules commence à augmenter 2 jours après l'ovulation jusqu'à 12 jours.

Chez l'ânesse, l'activité des ovaires droit et gauche (en terme de nombre d'ovulation) ne semble pas différente : 52,6 % (n = 70) des ovulations se sont produites sur les ovaires gauches et 47,4 % sur les ovaires droits (Taberner et al, 2008).

2.2.4. Ovulations multiples

Chez l'ânesse, l'incidence des ovulations multiples n'est pas négligeable (tableau 12). D'après les différentes observations, ce taux semble corrélé à la corpulence des animaux avec une incidence plus importante dans les grandes races ("Mammoth" et "Catalan"). Néanmoins, l'hypothèse d'une sélection de certaines lignées doit également être envisagée. En effet, l'observation se répète souvent chez un même individu :

◆dans l'étude de Henry et al (1987), deux individus (sur 13) regroupent à elles seules 90% des observations d'ovulations multiples

◆dans l'étude de Taberner et al (2008), trois ânesses (sur 10) regroupent à elles seules 45% des observations d'ovulations multiples.

Tableau 12 : Incidence des ovulations multiples chez l'ânesse.

Etude	Race	Ovulations multiples	Doubles ovulations	Triples ovulations
Galisteo et al, 2010	Catalan, Zamora-leones, Andalou (258 cycles étudiés)	49,2 %	43,4 %	5,8 %
Taberner et al, 2008	Catalan (50 cycles étudiés)	44,3 %	42,4 %	1,9 %
Henry et al, 1987	Pegâ et croisés (104 cycles étudiés)	37,2 %	25,5 %	10,5 %

Le plus souvent, les différentes ovulations interviennent le même jour, mais il se peut que l'intervalle entre les ovulations s'étende exceptionnellement jusqu'à 7 à 9 jours (Taberner et al, 2008 ; tableau 13).

Le comportement d'œstrus se cale sur la date de la deuxième ovulation.

Les ovulations multiples interviennent dans la moitié des cas sur les deux ovaires (tableau 14).

Tableau 13 : Intervalle observé entre les doubles ovulations.

Etude	Race	Ovulations le même jour	Ovulations à J+1	Ovulations à J+2	Ovulations jusqu'à J+9
Taberner et al, 2008	Catalan (21 cycles)	41,2 %	20,6 %	26,5 %	2,9 %
Henry et al, 1987	Pegâ et croisés (27 cycles)	57,1 %	21,4 %	14,3 %	2,4 %

Tableau 14 : Latéralité des ovulations multiples.

Etude	Race	Ovulations multiples sur ovaire gauche seulement	Ovulations multiples sur ovaire droit seulement	Ovulations multiples sur les deux ovaires
Taberner et al, 2008	Catalan (22 cycles)	23,4 %	19,1 %	57,4 %
Henry et al, 1987	Pegâ et croisés (39 cycles)	37,5 %	15,6 %	46,9 %

Les grandes races d'âne nord-Américaines (âne "Mammoth") présentent un taux d'ovulations multiples très élevé allant jusqu'à plus de 60 % (Blanchard et al, 2005). Le nombre de gestations gémellaires est aussi plus important par rapport aux autres races.

Ces gestations gémellaires restent problématiques dans l'espèce équine. Elles sont souvent la cause de pertes embryonnaires et d'avortements précoces. Néanmoins quelques gestations arrivent à terme et il reste à définir si, chez l'ânesse, une intervention précoce (écrasement d'un embryon surnuméraire) est judicieuse (voire paragraphe pathologie de la gestation).

2.3. Saisonnalité

2.3.1. Variations du cycle

D'une façon générale, les ânesses semblent moins sensibles à la saison que les juments. Ginther et al (1987) observent que 64 % des ânesses ovulent au mois de décembre alors que les juments soumises aux mêmes conditions sont en anœstrus profond (étude réalisée dans le Wisconsin). Ainsi dans la plupart des études, la proportion d'ânesses cyclées toute l'année apparaît relativement importante, surtout dans les régions chaudes. Lorsqu'un anœstrus saisonnier existe, il est souvent de courte durée en hiver.

Les données les plus récentes nous présentent un lot d'ânesses observées durant toute une année en Italie (latitude 42°43'34.351" N).

Les variations saisonnières des taux hormonaux sont non significatives dans cette étude et les ânesses ont présenté un cycle ovulatoire durant toute l'année (figure 14).

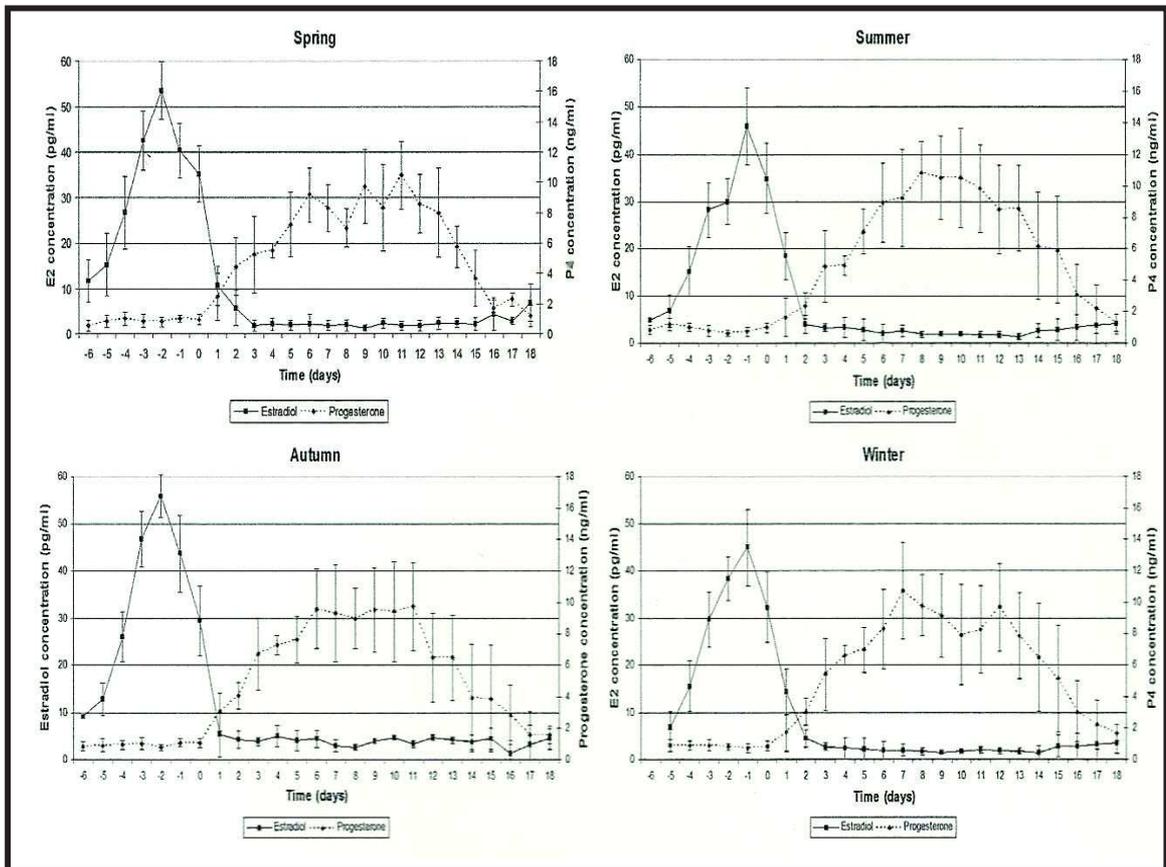


Figure 14 : Variation du taux circulant d'œstradiol-17 β (E2) et de progestérone (P4) selon la saison. (D'après Contri et al, 2014).

2.3.2. Variation de la durée du cycle

La saisonnalité se retrouve dans les durées respectives des périodes d'œstrus et de dioœstrus. Ainsi dans l'étude de Contri et al (2014), il apparaît que l'œstrus semble plus long en été avec une durée de cycle constante. Ces conclusions vont à l'encontre des recherches antérieures qui tendent à montrer une durée d'œstrus qui diminue au fur et à mesure que la saison de reproduction avance Henry (1987).

Conséquent, on observe une variation des intervalles interovulatoires en corrélation avec la durée de l'œstrus. Les données les plus significatives sont présentées dans l'étude de Henry (1987 ; tableau 15).

Tableau 15 : Durées des différentes phases du cycle œstral selon le mois de l'année chez l'ânesse (Moy \pm SEM). (D'après Henry, 1987).

Mois	Durée du cycle (jours)	Durée de l'œstrus (jours)	Durée du dioœstrus (jours)
Fevrier	24,3 \pm 2,3	6,7 \pm 1,8	17,4 \pm 1,7
Mai	33,5 \pm 9,2	7,0 \pm 0	24,5 \pm 7,8
Août	26,0 \pm 1,7	8,7 \pm 1,1	18,3 \pm 2,5
Novembre	25,0 \pm 1,4	7,5 \pm 1,0	17,6 \pm 2,6

D'autre part, il semble que le facteur race intervienne avec notamment une sensibilité moindre des ânes "Mammoth" élevés aux Etats Unis (Blanchard et al, 2005).

2.3.3. Saisonnalité des ovulations multiples

Galisteo et Perez-Marin (2010) mettent en évidence chez différentes races d'ânes Espagnols (Catalan, Andalou, Zamorano-Leones) une variabilité de l'incidence des ovulations multiples selon la saison. Ainsi, ce taux atteint 67,5 % entre les mois de septembre à janvier pour décroître au fur et à mesure que la saison de reproduction avance. Les cycles mono-ovulatoires sont alors plus nombreux en juin juillet.

A l'opposé, les observations de Ginther et al (1987), pratiquées aux Etats-Unis, ne mettent pas en évidence ces variations saisonnières.

2.3.4. Variation de taille des follicules

Selon Contri et al (2014), les follicules ovulant au printemps sont de plus grand diamètre que ceux délivrés en automne. La croissance folliculaire est de fait plus rapide à ces périodes (Henry, 2001 ; tableau 16).

Tableau 16 : Taille du follicule dominant (Moy \pm SEM).
(D'après Contri et al, 2014).

Saison	Follicule dominant J - 5 (mm)	Follicule préovulatoire (mm)
Printemps	31,5 \pm 0,18	45 \pm 0,23
Eté	30,6 \pm 0,04	44,2 \pm 0,32
Automne	32,8 \pm 0,02	41 \pm 0,54
Hiver	32,4 \pm 0,12	42 \pm 0,49

Même si ânes et ânesses restent anatomiquement et physiologiquement très proches de leurs homologues équins, les particularités recensées dans cette étude nécessitent d'envisager la gestion de la reproduction dans cette espèce de façon distincte. Chez la femelle, les particularités morphologiques du col de l'utérus et de la vulve sont à prendre en considération lors des manœuvres obstétricales. D'autre part, le fait que les ânesses soient cyclées toute l'année représente un avantage majeur par rapport à la jument. En ce qui concerne le mâle, la production d'un sperme de qualité est contrecarrée par les difficultés de mise à la saillie. Nous allons voir que les spécificités liées à cette espèce influent également sur les différentes phases de la fonction de reproduction.

DEUXIEME PARTIE : DE L'ACCOUPEMENT AU POST-PARTUM

La gestion de la reproduction chez l'âne ne peut se calquer sur les modèles développés chez le cheval du fait des particularités physiologiques et comportementales de cette espèce.

I. CONDUITE DE LA SAILLIE

Les ânes et ânesses ont un rituel d'accouplement complètement différent de celui de l'étalon et de la jument. Aussi, les modèles d'élevage appliqués chez le cheval et transposés chez les ânes montrent un faible taux de réussite (Henry, 2001).

1. PARTICULARITES COMPORTEMENTALES

Il s'agit d'étudier ici les différentes phases de l'accouplement et d'en tirer les conséquences quant à la gestion de la saillie que ce soit en monte libre ou en monte en main.

1.1. L'ânesse en chaleur

1.1.1. Comportement d'œstrus

L'ânesse en chaleur présente un comportement typique avec des signes que l'on retrouve de façon plus ou moins marquée selon la présence ou non de mâles. Parfois, le simple fait d'entendre l'appel d'un baudet sans contact visuel déclenche chez la femelle l'extériorisation des signes d'œstrus. Ces signes sont d'intensités différentes selon le stade des chaleurs et la proximité de l'ovulation (tableau 17).

Tableau 17 : Fréquences (%) des principaux signes d'œstrus observés (D'après Henry, 2001) sur un lot de 13 ânesses en chaleur (J0 = jour de l'ovulation).

Signes/jours	-7	-6	-5	-4	-3	-2	-1	J0	+1	+2
Mâchonnement	100	87	100	100	96	100	100	90	100	100
Oreilles couchées	91	94	100	95	100	95	94	100	77	100
Chevauchement	82	50	58	65	79	60	78	65	77	80
Queue relevée	73	69	89	80	79	90	89	75	61	20
Urine	64	62	79	75	89	70	78	65	31	20
Queue basse	27	19	16	20	21	20	22	15	23	20
Mouvement queue	18	25	5	20	10	10	11	15	23	
Mordillement	36	44	33	30	26	20	12	50	46	

◆ Le mâchonnement constitue un élément très caractéristique chez l'ânesse associé à la position des oreilles couchées en arrière sur l'encolure. Il est présent tout au long des chaleurs.

◆ Le clignotement du clitoris associé à une émission de jets d'urine et parfois à un œdème de la vulve sont des signes que l'on retrouve chez la jument mais de façon moins systématique chez l'ânesse.

◆ La queue est tenue dressée, surtout en cas de stimulation par le baudet et principalement dans les deux jours précédant l'ovulation.

◆ Le mordillement se pratique plutôt en début d'œstrus.

◆ Enfin, les ânesses en chaleur peuvent montrer un comportement de chevauchement. Dans 88 % des cas de chevauchement, les deux ânesses concernées sont en œstrus. Il a également été observé un chevauchement de baudet par des femelles en œstrus (Henry, 2001).

◆ Le chevauchement par le mâle en monte libre est d'autant plus accepté par la femelle que le jour de l'ovulation se rapproche. En début d'œstrus, certaines ânesses refusent le chevauchement et réagissent violemment.

◆ En troupeau, l'influence de l'ânesse dominante peut être primordiale sur le choix du mâle. Cette dernière éloigne les autres femelles afin qu'elles ne soient pas saillies en les faisant se rassembler à distance du baudet. Le mâle est orienté malgré lui vers une femelle non choisie au départ. Ce comportement s'observe surtout lorsque de nombreuses femelles sont en œstrus (Henry, 2001). D'autre part, lorsqu'un couple se forme, les autres ânesses du groupe restent rassemblées et les interactions entre elles sont exacerbées (Mc Donnell, 1998).

1.1.2. Détection de l'œstrus

La détection de l'œstrus et en particulier du jour de l'ovulation reste un facteur essentiel de réussite de la mise à la reproduction des ânesses. En premier lieu, l'observation des parties génitales externes nous renseigne sur le stade physiologique de l'ânesse. Puis, la palpation transrectale permet de mesurer les changements de tonus de l'appareil génital, ainsi que la texture des follicules ovariens. Enfin, nous avons à notre portée les examens échographiques qui nous permettent d'appréhender les variations du tractus génital et notamment de surveiller la croissance folliculaire.

1.1.2.1. Observation de l'appareil génital et palpation transrectale

L'examen visuel des organes génitaux commence par les lèvres vulvaires qui semblent détendues avec parfois la présence d'un fluide mucoïde à la base de la vulve. Le vagin passe d'un aspect rosé à une teinte rouge brillante, signe d'une congestion évidente. On note une diminution de la viscosité due à une augmentation des sécrétions vaginales et une augmentation de l'aspect moite de la muqueuse vaginale. Enfin le col est ramolli et sa partie vaginale s'affaisse.

Lors de la palpation transrectale, le col de l'utérus apparaît mou et large. Il est plus court qu'en diœstrus. L'utérus est souple et sa paroi fine. Enfin, la palpation des ovaires met en évidence la présence de plusieurs follicules larges dont la consistance dépend de la tension du liquide qu'ils renferment. A la palpation, on met en évidence une fluctuation qui devient extrême peu avant l'ovulation. Le corps jaune hémorragique qui se met ensuite en place est de consistance molle et l'on ne retrouve pas de fluctuation.

1.1.2.2. Examen échographique

◆ Examen échographique de l'utérus : son diamètre augmente dès le début de l'œstrus et l'endomètre présente un œdème qui apparaît en moyenne une semaine après la disparition du corps jaune et qui augmente jusqu'au jour de l'ovulation. Il existe une corrélation positive entre le diamètre de l'utérus et la taille du follicule dominant. Les plis endométriaux se distinguent par des images d'hyper et d'hypo-échogénicité. Ces plis sont d'autant plus visibles que l'on se rapproche de l'ovulation et leur nombre est également corrélé à la taille du follicule dominant (Lemma et al, 2006).

◆ Examen échographique des ovaires : les follicules de grande taille (diamètre > 20 mm) présentent un centre sphérique anéchogène. Leur taille augmente significativement jusqu'à l'avant-veille du jour de l'ovulation puis leur croissance ralentit. 80,5% d'entre eux subissent un changement de forme et deviennent ovoïdes, irréguliers ou ellipsoïdes avant l'ovulation. Les autres restent sphériques. Leur membrane s'affine à l'approche de l'ovulation. Le follicule dominant se rapproche de la fosse d'ovulation. L'image de la disparition du contenu anéchogène du follicule représente le moment de l'ovulation. Apparaît ensuite l'image d'un corps jaune hémorragique uniformément échogène avec parfois une région centrale

anéchogène. Cette zone se résorbe ensuite. La difficulté de l'examen échographique chez l'ânesse réside dans le fait que de nombreux follicules de taille moyenne (20 mm) se développent pendant l'œstrus et que le follicule préovulatoire reste plus petit que chez la jument (Lagarde, 2008).

1.1.3. Particularités physiologiques

L'acquisition du comportement d'œstrus est corrélé au taux d'œstrogènes qui lui-même reste sous contrôle hypophysaire. Il a été mis en évidence que des signaux chimiques émis par les mâles et détectés par les organes olfactifs (organe vomero-nasal) des femelles ont une influence importante sur la physiologie de la reproduction des ânesses. Ainsi, la détection de phéromones mâles induit une augmentation du nombre et de la taille des follicules ovariens par l'intermédiaire d'un accroissement des taux de LH et FSH (Carluccio et al, 2013a).

1.2. Comportement du mâle

L'âne présente un comportement territorial différent de celui du cheval. Là où le cheval aime à se constituer un harem et se déplacer avec, le baudet reste inféodé à son territoire et les femelles entrent et sortent de son périmètre de façon libre. L'âne marque alors son territoire en déposant ses excréments posés en tas. Les luttes entre mâles interviennent pour prendre le contrôle d'une zone ou pour agrandir celle-ci.

La conduite de la reproduction dans les élevages laisse une place importante à la monte en liberté, contrairement à la monte en main qui est entravée par la gestion capricieuse de la libido des mâles. En effet, la saillie est précédée d'une longue phase pré-copulatoire nécessaire à l'acquisition d'une érection de bonne qualité.

1.2.1. Phase pré-copulatoire

La phase pré-copulatoire consiste en une succession de périodes de stimulations et de rejets des partenaires sexuels. Les ânes gardent dans leur territoire une zone privilégiée (baignoire) où ils n'acceptent aucune intrusion, même d'une femelle, et où ils viennent se réfugier pendant les phases intermédiaires. Les séquences de stimulation se déroulent de la façon suivante :

- ◆ Vocalises vers les femelles en œstrus depuis sa zone de retrait
- ◆ Approche du groupe de femelles
- ◆ Mordillement des ânesses
- ◆ Inspection olfactive de la tête, de l'encolure, de la zone des genoux, du corps et principalement des flancs, enfin du périnée et de la queue
- ◆ Exploration des zones où les femelles ont uriné
- ◆ Flehmen. Ce dernier est plus fréquent lors de la première présentation à la femelle
- ◆ Parfois chevauchement avec dévagination du pénis mais sans érection ou avec une érection partielle.

A cette phase se succède une période de retrait du mâle dans sa "baignoire" d'où les femelles sont rejetées. L'âne se désintéresse des ânesses, broute, se roule, se masturbe. La masturbation, définie comme la mobilisation du pénis contre l'abdomen, est observée chez tous les baudets plusieurs fois par jour lorsqu'ils sont en présence de femelles en œstrus (tableau 18).

Il paraît essentiel pour le mâle de respecter un moment d'isolement après avoir été stimulé par la femelle. Ce moment correspond au temps nécessaire à la stimulation de l'axe hypothalamo-hypophysaire par la détection de phéromones émises par la femelle. Cette phase correspond au comportement d'exploration sensoriel des ânesses ainsi que de leur urine. Il se caractérise par le signe du flehmen qui indique que le mâle détecte ces signaux chimiques par

l'intermédiaire de son organe voméro-nasal. Il s'ensuit une augmentation du taux plasmatique de testostérone induisant l'érection puis l'éjaculation lors de la phase copulatoire.

Tableau 18 : Caractéristiques du comportement sexuel des baudets en présence de femelles en œstrus. (D'après Chabchoub et al, 2008).

Différentes phases du comportement sexuel chez le baudet	Valeurs moyennes	Valeurs extrêmes
Temps nécessaire		
Pour une première érection	11,6-11,9 min	10,5-13 min
Pour une éjaculation	13,6-15 min	12,4-16,2 min
Fréquence		
D'exposition partielle du pénis	3,2-3,4	2,8-3,8
D'extériorisation totale du pénis	1,0-1,1	0,8-1,3
De la réaction de flehmen	4,6-6,6	4,1-7,1
D'érection	1,2-1,3	1,1-1,4
De désintéressement de la femelle	1,0-1,8	0,8-2
D'érection sans éjaculation	0,1-0,3	0-0,4
De saut sans érection	1,2-2	1,1-2,1
Nombre de mouvements pelviens lors de la copulation	4,4-4,8	4-5,2

L'importance de la stimulation par les phéromones combinée aux conditions environnementales expliquerait les différences de durée de la phase pré-copulatoire. Ainsi, Carluccio et al (2013a) ont observé une diminution de cette phase lors de la saison propice à la reproduction chez les équidés (avril à juin) par rapport à la saison hivernale (novembre à février). Durant cette période, les caractéristiques de température et de photopériode ainsi que la libération de phéromones sont optimales.

Cette phase pré-copulatoire peut durer de 5 à 30 minutes selon les conditions environnementales et selon l'âge des baudets. Un mâle âgé, et donc plus expérimenté, sera plus rapide à la monte. Il reste néanmoins important de respecter ces séquences sous peine de perturber la libido de l'âne qui ne voudra plus saillir parfois pendant plusieurs jours (Lagarde, 2010).

1.2.2. Phase copulatoire

La phase copulatoire commence par l'obtention de l'érection par le mâle resté dans sa baignoire. Il se dirige ensuite vers la femelle choisie et la chevauche immédiatement. L'éjaculation intervient après 4 à 5 mouvements copulatoires puis le baudet se retire de l'ânesse. La durée moyenne de la phase copulatoire est de 25 secondes avec une légère différence entre les jeunes baudets et les plus vieux, avec respectivement des moyennes de 22 et 28 secondes. Les mâles plus expérimentés sont donc plus lents sur cette séquence (Canisso et al, 2010).

1.3. Monte libre et monte en main

La gestion de la libido capricieuse des baudets conduit souvent les éleveurs à préférer la monte en liberté. Néanmoins les problématiques de diminution des effectifs dans certaines races anciennes et très locales nous amènent à développer des techniques de monte en main adaptées à l'âne.

1.3.1. Monte en liberté

Cette technique se pratique plus aisément chez l'âne que chez le cheval mais reste inévitablement risquée si aucune surveillance n'est prévue. Des incidents liés à la défense des territoires en cas de présence de plusieurs mâles, de maltraitance des femelles et des ânon par

les baudets sont souvent décrits. Les mordillements peuvent être sévères et certains mâles peuvent épuiser des ânesses par harcèlement. L'âne en liberté présente une libido très développée et peut assurer de deux à onze saillies par jour, l'intervalle entre deux phases copulatoires étant en moyenne de 90 minutes. Enfin, le nombre d'accouplements dépend de la durée de l'œstrus et de l'activité sexuelle de chaque femelle (Henry, 2001).

1.3.2. Monte en main

Les baudets sont particulièrement perturbés par la tenue en main lors de la saillie. La durée de la phase pré-copulatoire décourage souvent les éleveurs et la saillie s'en trouve affectée. Certains mâles peuvent ne plus saillir même en présence de femelles en œstrus.

Il convient donc de mettre les animaux en confiance en réalisant les saillies toujours au même endroit avec si possible le même personnel. Les préparateurs doivent accepter que l'âne chevauche la femelle sans copulation en début de phase pré-copulatoire et doivent également laisser, aux baudets, du temps et de l'espace. Enfin l'âne est facilement déconcentré par la présence d'autres mâles, le lieu de monte doit donc être éloigné du reste des individus.

2. PATHOLOGIE

Les causes d'infertilité chez l'âne sont nombreuses et peuvent être classées selon leur origine infectieuse ou non.

2.1. Affections liées à l'œstrus

Les dysfonctionnements liés à la non détection de l'ovulation constituent la cause prépondérante d'échec de la reproduction. Plusieurs origines sont décrites chez l'ânesse.

2.1.1. Chaleurs ovulatoires intermittentes

L'ânesse présente pendant l'œstrus une courte période de refus du mâle et d'arrêt des signes de chaleur. Néanmoins, les follicules continuent de se développer et l'ovulation a lieu normalement. La difficulté consiste à ne pas confondre la date de l'interruption de l'œstrus avec sa date de fin, ce qui induirait une erreur dans l'appréciation du moment de l'ovulation. Ces chaleurs intermittentes représentent 7,7 % (sur 104 cycles) des chaleurs ovulatoires selon l'étude de Henry (2001) et 10,5 % (sur 19 cycles) selon l'étude de Vandeplassche (1981). Ces taux sont manifestement plus élevés que chez la jument ou même la ponette.

Un suivi par examen transrectal ou échographique permet de détecter ces périodes qui restent en pratique rarement mises en évidence.

2.1.2. Sub-œstrus

Il s'agit d'une période de réceptivité sexuelle pendant laquelle les signes de chaleur ne sont pas toujours présents ou sont de faible intensité. Malgré tout, l'ovulation se déroule au moment habituel et la croissance folliculaire ainsi que leur taille restent normales.

L'incidence du sub-œstrus représente 5,4 % (sur 104 cycles) des chaleurs ovulatoires selon Henry (2001).

2.1.3. Chaleurs silencieuses

L'ânesse se trouve alors physiologiquement en état d'œstrus mais n'en manifeste aucun signe. Elle peut même refuser l'accouplement. Ces individus ne sont pas mis à la reproduction ce qui représente une perte pour l'élevage. Certaines ânesses difficiles n'acceptent d'être saillies que par quelques mâles choisis et seulement après s'être habituées à

eux. Ces ânesses finissent par accepter le chevauchement après avoir été fortement stimulées par le mâle.

Les jeunes femelles ainsi que les ânesses venant de mettre bas sont les plus fréquemment concernées. Il serait intéressant de savoir si une cause métabolique ou hormonale est à l'origine de ce dysfonctionnement chez l'ânesse.

Le signe d'appel pour l'éleveur reste la durée anormalement longue du diœstrus. Un contrôle de la croissance folliculaire ainsi que l'observation du tractus génital informent alors de l'état physiologique de l'individu. L'incidence de ces chaleurs silencieuses est de 2 % selon Henry (2001).

Un allongement du diœstrus dû à des chaleurs silencieuses ne doit pas être confondu avec la persistance anormale du corps jaune, autre cause d'infertilité.

2.1.4. Corps jaune persistant

Le corps jaune peut persister jusqu'à 80 jours après l'ovulation sans gestation associée. Des taux de progestérone élevés sont observés et l'ânesse ne revient pas en chaleur. Le diagnostic est confirmé par le dosage de la progestérone et, en pratique, l'injection de prostaglandines induit un retour en chaleur dans les 48 à 72 heures.

2.2. Affections du tractus génital femelle

Les affections rencontrées sont intimement liées aux particularités anatomiques du tractus génital des femelles.

2.2.1. Pneumovagin et urovagin

Ces deux entités pathologiques sont beaucoup plus rares chez l'ânesse que chez la jument. En effet, la conformation des lèvres vulvaires, plus petites et plus serrées que chez la jument, réduit le risque de pneumovagin. La présence d'air ou d'urine dans le vagin accompagnés de germes en provenance du milieu extérieur constitue une cause d'infertilité chez la femelle. Ces germes se développent d'autant plus facilement qu'en cas de pneumovagin, une dessiccation de la muqueuse vaginale apparaît.

2.2.2. Lésions du col de l'utérus

La longueur et l'étroitesse du col de l'utérus induit un risque plus important de dilacération lors de mises bas difficiles. Il en résulte une fibrose réactionnelle du col qui peut aller jusqu'à son obstruction totale. Les conséquences lors de la saillie sont un refoulement des gamètes mâles dans le vagin. D'autre part, les risques d'endométrite sont augmentés par l'impossibilité d'élimination des exsudats utérins. Enfin, le risque de pyomètre est plus important.

Deux cas d'hypoplasie cervicale sont rapportés dans la littérature chez des ânesses de 10 et 15 ans. Le col apparaît petit, court et fermé. Les ovaires présentent un aspect et une activité normaux (Payan-Carreira et Quaresma, 2010). Ces lésions congénitales excluent ces ânesses de la reproduction.

2.2.3. Tumeurs de l'ovaire

Représentées essentiellement par les tumeurs des cellules de la granulosa, ces grosseurs sont souvent déjà importantes lorsque le diagnostic est établi. De forme multilobée, elles ne touchent qu'un seul ovaire et se retrouvent chez des animaux jeunes en général (5 à 9 ans). Les conséquences physiologiques dépendent de la production hormonale de ces tumeurs. Les animaux présentent notamment des anomalies de l'œstrus. Le diagnostic par palpation

rectale montre un ovaire de grande taille et sphérique, de consistance dure alors que l'ovaire opposé reste petit et inactif. Les concentrations plasmatiques d'hormones stéroïdes sont augmentées (England, 1996b).

2.2.4. Hydrosalpinx

Un cas d'hydrosalpinx bilatéral accompagné de salpingite est rapporté chez une ânesse mise à la reproduction sans succès durant trois saisons consécutives (Henry et Nascimento, 1990). Des adhérences obstruent la partie crâniale de l'oviducte et modifient la zone de la fosse ovulatoire. La salpingite est une conséquence directe de ces lésions : une réaction inflammatoire en réponse à la compression des tissus et/ou séquelle d'une infection ascendante de l'oviducte apparaît.

2.3. Affections du tractus génital mâle

Les affections touchant les étalons se retrouvent aussi chez les asinés. La descente des testicules peut être retardée à 2 voire 3 ans. Plusieurs exemples de cryptorchidie, d'hémospemie, ou d'échec de l'éjaculation sont décrits ainsi que certaines anomalies testiculaires.

2.3.1. Anomalies testiculaires

Des cas de dégénérescence testiculaire, de tumeur des cellules de Leydig et de testicules ectopiques sont décrits.

◆ Dégénérescence testiculaire : s'observe chez des animaux souffrant de malnutrition et/ou de forte atteinte parasitaire.

◆ Fibromyxome péritesticulaire : décrit chez un âne de 7 ans, la tumeur concerne le scrotum et le testicule correspondant apparaît atrophié. Des malformations des tubes séminifères ainsi que des œdèmes sont associés, altérant la spermatogenèse. La castration reste le traitement de choix (Mostafa et al, 2007).

◆ Tumeur des cellules de Leydig : très rare chez l'âne, la tumeur envahit le testicule, les tubes séminifères étant atrophiés et dégénérés. Les conséquences sur les taux d'hormones n'ont pas été précisées (Galofaro et al, 2007).

◆ Testicules ectopiques : associés à une absence totale de scrotum sur des animaux particulièrement agressifs et à la libido exacerbée. Dans un premier cas, le testicule ectopique est observé en position abdominale ventrale dans le tissu sous-cutané. Dans deux cas, les testicules ectopiques, sont situés dans le tissu graisseux de la zone fémorale (Kumi-Diaka J et al, 1981).

2.3.2. Malformation congénitale

Un cas très rare de diphallie avec également double scrotum est décrit chez un jeune âne de deux ans présenté en consultation en Egypte. L'animal présente deux pénis opposés l'un à l'autre, le pénis postérieur étant fonctionnel. Les testicules sont atrophiés et placés de façon asymétrique, crânialement au pénis postérieur. Le pénis antérieur situé en position normale reste rudimentaire. L'hypothèse d'une aberration génétique est évoquée dans ce cas (Abu-Seida et Torad, 2014).

2.3.3. Cryptorchidisme

Comparativement au cheval, peu d'études concernent le cryptorchidisme chez l'âne. Néanmoins, un recensement au Nigeria fait état de 74 cas sur un échantillon de 246 animaux, ce qui représente une incidence de 30 %. Parmi ces éléments, 68 présentaient une anomalie

unilatérale (50 concernant le testicule gauche et 18 le testicule droit) et 6 une anomalie bilatérale. Dans tous les cas, les testicules anormaux se trouvaient en région inguinale et le scrotum était présent. La spermatogenèse se trouve perturbée du fait des conditions de température au niveau du testicule contrairement à l'activité des cellules interstitielles qui fonctionnent normalement.

Cette relative importance du nombre de cryptorchides sur cet échantillon peut être expliquée par le non contrôle de la reproduction dans ces territoires (Nigéria), combiné à l'hypothèse d'une transmission génétique de l'anomalie. En effet, les reproducteurs porteurs d'une anomalie ne sont pas écartés de la reproduction. (Kumi-Diaka J et al, 1981).

2.3.4. Autres affections

◆ Hémospérmié : fréquemment associée à des anomalies de l'urètre et notamment suite à la présence de calculs urinaires.

◆ Sarcoïdes : dont les formes hyperkératosiques ou fibropapillomateuses peuvent se développer au niveau du pénis, du prépuce et du scrotum. L'âne est particulièrement touché.

◆ Accrochement de la rotule : facteur empêchant la saillie et particulièrement fréquent chez l'âne du fait de la forme plus allongée et plus étroite de la rotule. En cas d'accrochement, le membre postérieur est bloqué en position d'extension (Chabchoub et al, 2007b).

2.4. Maladies infectieuses

Il existe de nombreuses maladies infectieuses transmissibles sexuellement (bactériennes, virales, parasitaires). Les agents pathogènes sont soit spécifiques de la sphère génitale, soit opportunistes. Les mâles constituent souvent des porteurs asymptomatiques avec éventuellement une baisse de qualité du sperme entraînant une baisse de fertilité (Lu et Morresey, 2006). Ils restent surtout des réservoirs de germes pathogènes qui peuvent être transmis lors de la monte. Les femelles développent alors des affections inflammatoires liées à ces infections.

L'endométrite d'origine bactérienne est commune chez les équidés après la monte et post-partum. Dans le premier cas, elle se résorbe dans les vingt-quatre heures et dans le second dans les six jours suivant le part. Les complications apparaissent en cas de drainage défaillant de l'utérus, d'animal immunodéprimé ou de pression bactérienne trop importante avec une entité très virulente. L'endométrite crée un environnement non propice au développement du conceptus et à sa nidation.

Le pyomètre, qui est une accumulation de pus dans l'utérus, reste rare chez les équidés et n'apparaît qu'en cas d'anomalie du col (fibrose ou adhérences) qui empêche l'écoulement des exsudats purulents suite à une infection bactérienne.

2.4.1. Infections non spécifiques

Un certain nombre de germes non spécifiquement génitaux peuvent être à l'origine d'endométrite (tableau 19).

Tableau 19 : Principaux agents pathogènes.

Agents pathogènes primaires	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Agents pathogènes secondaires	<i>Streptococcus zooepidemicus</i> et <i>Streptococcus equi</i> <i>Escherichia coli</i> <i>Staphylococcus aureus</i>
Agents mycosiques	Champignons et levures pathogènes (<i>Candida</i>)

Les agents pathogènes primaires contrairement aux agents secondaires peuvent être à l'origine d'endométrite sans présence de facteur prédisposant. Ces germes sont présents chez la femelle mais également chez le mâle ce qui induit des contaminations lors des saillies. Les streptocoques et *Escherichia coli* représentent les entités les plus souvent identifiées au niveau du tractus génital (Betsch, 2012).

Le cas particulier de la leptospirose et de la brucellose doivent être mentionnés car les ânes restent sensibles à ces deux agents pathogènes sans présenter de signes cliniques sauf quelques rares inflammations du scrotum chez les mâles dus à *Brucella abortus*. Ils gardent malgré tout un rôle de réservoir vis-à-vis des autres espèces (Nelias, 2012).

2.4.2. Métrite Contagieuse Equine : *Taylorella asinigenitalis*

La métrite contagieuse équine est une infection bactérienne très contagieuse liée à la présence de *Taylorella equigenitalis*. Présente de façon asymptomatique chez le mâle, elle induit chez la femelle des lésions d'endométrite, de cervicite, de vaginite d'intensité variable accompagnées d'écoulements mucopurulents entraînant une infertilité temporaire (Meade et al, 2010). D'autre part, sa persistance chez les animaux reproducteurs au niveau des sinus clitoridiens chez les femelles et de la fosse du gland chez les mâles peuvent expliquer des problèmes d'infertilité récurrents. Enfin, l'hypothèse d'une transmission horizontale et congénitale est confirmée (Parleviet et al, 1997).

En 1997 et 1998 a été isolé une nouvelle souche de *Taylorella* présente chez un étalon destiné à la reproduction et dont l'origine de contagion s'est avérée être un âne. Cette nouvelle entité, nommée *Taylorella asinigenitalis*, a été identifiée en Europe et aux Etats-Unis. Son pouvoir pathogène n'est actuellement pas très bien défini, l'âne mâle constituant un réservoir privilégié et pouvant transmettre la bactérie par contact aux autres équidés. Les conséquences de l'infection des femelles s'avèrent être du même ordre qu'avec *Taylorella equigenitalis* avec une sensibilité moindre des juments.

Un essai de détermination de la prévalence de *Taylorella asinigenitalis* sur la population asine a été effectué sur un échantillon d'ânes mâles présentés pour castration au Kentucky. Dans cette population de 43 individus, 9,3 % animaux ont été trouvés porteurs. Deux génotypes ont été mis en évidence et les principaux sites d'infection sont, chez le mâle, la fosse du gland (fosse urétrale) chez 98 % des animaux ainsi que la région externe du pénis et le prépuce (66 %). Il semble que la bactérie puisse perdurer dans ces recoins anatomiques durant des mois voire des années (Donahue et al, 2012). Le rôle de réservoir spécifique de l'âne pour cette bactérie reste donc à prendre en considération dans la gestion de la métrite contagieuse équine.

Le diagnostic orienté par la clinique est confirmé par les examens de laboratoire dont la mise en culture après écouvillonnage de la sphère génitale pour une analyse bactériologique. La mise au point de nouvelles techniques d'analyses expérimentales permet aujourd'hui de distinguer la présence de *Taylorella equigenitalis* de celle de *Taylorella asinigenitalis* (Breuil et al, 2010 ; Premanandh et al, 2003). La séquence génétique est également connue, mettant en évidence une similarité de 98 % entre les deux entités (Baverud et al, 2006 ; Tazumi et al, 2012).

Les traitements associent des lavages répétés incluant antiseptiques et antibiotiques et les mesures prophylactiques mises en place lors de la saison de monte restent essentielles dans le contrôle de l'infection.

2.4.3. Affections d'origine virale

On retrouve ici les atteintes dues aux Herpès Virus Equins et Asiniens : EHV₁ et son homologue asinien AHV₃, EHV₃ et son homologue asinien AHV₁ (responsables de l'exanthème coïtal) et récemment EHV₄ et EHV₅, ainsi que les différentes souches virales responsables de l'artérite virale équine.

◆ EHV₁ et AHV₃ : responsables de maladies respiratoires (rhinopneumonie), d'avortements, de maladies périnatales et de myéloencéphalites, ils ne se transmettent pas sexuellement. La virémie à médiation cellulaire qui suit l'infection des voies respiratoires contamine le fœtus, l'avortement étant la phase finale. Une étude effectuée sur un échantillon d'ânes en Turquie a mis en évidence la présence du virus chez 24,2 % des individus sans que ceux-ci ne présentent de signes cliniques (Ataseven et al, 2009).

◆ EHV₃ et AHV₁ : deux virus génétiquement distincts mais très proches, sont responsables de l'exanthème coïtal, maladie vénérienne bénigne mais très contagieuse et commune chez l'âne (Svendsen, 2000). Des vésicules évoluant en pustules et ulcères se développent chez le mâle sur le pénis et le prépuce rendant les reproducteurs réticents à la monte. Des œdèmes du prépuce, du scrotum et de la région périnéale s'étendant jusqu'au ventre sont moins fréquents. Chez l'ânesse, les mêmes lésions apparaissent sur la vulve et la région périnéale. Les lésions cicatrisent d'elles-mêmes en 2 ou 3 semaines s'il n'y a pas de complications bactériennes. Les lésions extra-génitales sont rares mais les lèvres et la muqueuse nasale peuvent être infectées. Les animaux doivent être retirés de la reproduction le temps de cicatrisation des ulcères et des pommades antibiotiques sont utilisées in situ pour endiguer d'éventuelles surinfections bactériennes. Le virus reste latent au niveau de la sphère génitale et des rechutes peuvent être observées en cas d'immunodépression des individus. Il reste nécessaire de contrôler les individus lors de la saison de monte ainsi que les semences utilisées en insémination artificielle.

◆ EHV₄ et EHV₅ : Mis en évidence récemment chez l'âne, leur pouvoir pathogène reste à définir.

◆ Artérite virale équine : plusieurs sérotypes du virus circulent. La contamination se fait par voie respiratoire et vénérienne. 30 à 60 % des étalons contaminés restent porteurs du virus dans les glandes annexes de l'appareil génital et excrètent le virus dans le sperme (Glaser et al, 1997). Les femelles sont contaminées lors de la saillie. L'atteinte se traduit par un syndrome fébrile accompagné d'engorgement des membres. Des avortements sont observés en cas de contamination des femelles par voie respiratoire durant la gestation chez la jument, mais pas chez l'ânesse. Suite à l'infection, les mâles sont sub-fertiles pendant 6 à 8 semaines contrairement aux femelles qui ne présentent pas de baisse de fertilité. Les ânes atteints développent des formes sub-cliniques et sont surtout contaminants par voie vénérienne à l'état sauvage. Le nombre de femelles sérologiquement positives est fortement corrélé au nombre de mâles contaminés. La non observation de formes cliniques peut être due à la non médicalisation des animaux dans les régions où la maladie sévit. En Afrique du Sud, la dernière étude fait état de 19 % d'ânes mâles séropositifs et de 12,5 % de femelles (Paweska et al, 1997).

2.4.4. Dourine : *Trypanosoma equiperdum*

Cette maladie est présente en Afrique australe et orientale, au Moyen-Orient, en Russie et sporadiquement en Amérique du sud. L'Europe en était déclarée indemne jusqu'à l'apparition de cas en Italie en 2011.

L'agent pathogène, *Trypanosoma equiperdum*, est transmis par voie sexuelle lors des saillies. Il est présent chez le mâle dans le liquide séminal et les exsudats muqueux du pénis et du fourreau ainsi que dans le mucus vaginal chez la femelle. La contamination n'est pas systématique. La maladie évolue de façon irrégulière avec alternance de stades de rémission

et de rechute. La mort survient après une phase où les symptômes nerveux sont prépondérants avec abattement et paralysie. Le diagnostic repose sur la clinique et la sérologie, le parasite étant difficile à mettre en évidence. Les animaux atteints doivent être isolés et les traitements sont quasi inexistantes (Cauchard et Büscher, 2012). L'âne présente une évolution plus lente de la maladie avec des œdèmes des parties génitales pas toujours observés, des atteintes cutanées dans seulement 10 % des cas et par contre une anémie souvent présente (Nelias, 2012).

Les ânes présentent donc les mêmes affections que leurs homologues équins, jouant parfois le rôle de réservoir dans certaines maladies infectieuses. Les femelles du fait de la conformation de leur tractus génital sont nettement moins sensibles au pneumovagin et à l'uovagin mais par contre présentent des lésions du col de l'utérus souvent dommageables pour la mise à la reproduction.

II. LA GESTATION

La gestation de l'ânesse se calque sur le modèle général de celle de la jument tout en présentant de nombreuses différences, notamment en ce qui concerne sa durée.

1. PHYSIOLOGIE DE LA GESTATION

1.1 De la fécondation à la nidation

Différentes phases se succèdent et commencent par la fécondation suivie d'une période de vie libre du conceptus avant l'implantation au niveau de l'utérus.

1.1.1. Fécondation et vie libre du conceptus

La fécondation se déroule dans le tiers supérieur de l'oviducte. L'œuf qui y séjourne de 5 à 6 jours, se développe en passant du stade morula au stade blastocyste. Après son séjour dans l'oviducte, ce dernier arrive dans l'utérus où il passe d'une corne à l'autre. Il conserve une forme sphérique jusqu'au 18^{ème} jour après ovulation. L'accroissement de son diamètre combiné à une augmentation de tonicité du myomètre utérin induit son immobilisation suivie de son implantation. Celle-ci s'observe à la base de la corne droite (62,5 %) ou de la corne gauche (37,5 %). Dans 37,5 % des cas, la nidation s'effectue du côté ipsilatéral à l'ovulation (Crisci et al, 2014).

Comme chez la jument, on observe un développement rapide de la vésicule embryonnaire pendant sa vie libre (3,0 mm par jour) puis un ralentissement de sa croissance après la perte de sa forme sphérique et de sa fixation (0,1 mm par jour de J 20 à J 32). Une deuxième poussée de croissance rapide intervient entre le 34 et le 40^{ème} jour de gestation (2,5 mm par jour ; figure 15).

La présence du blastocyste au niveau de l'utérus vers les jours 14 et 16 post-ovulation apparaît nécessaire à l'inhibition de la sécrétion des prostaglandines (PGF_{2α}), de la lutéolyse et donc de la chute du taux de progestérone plasmatique.

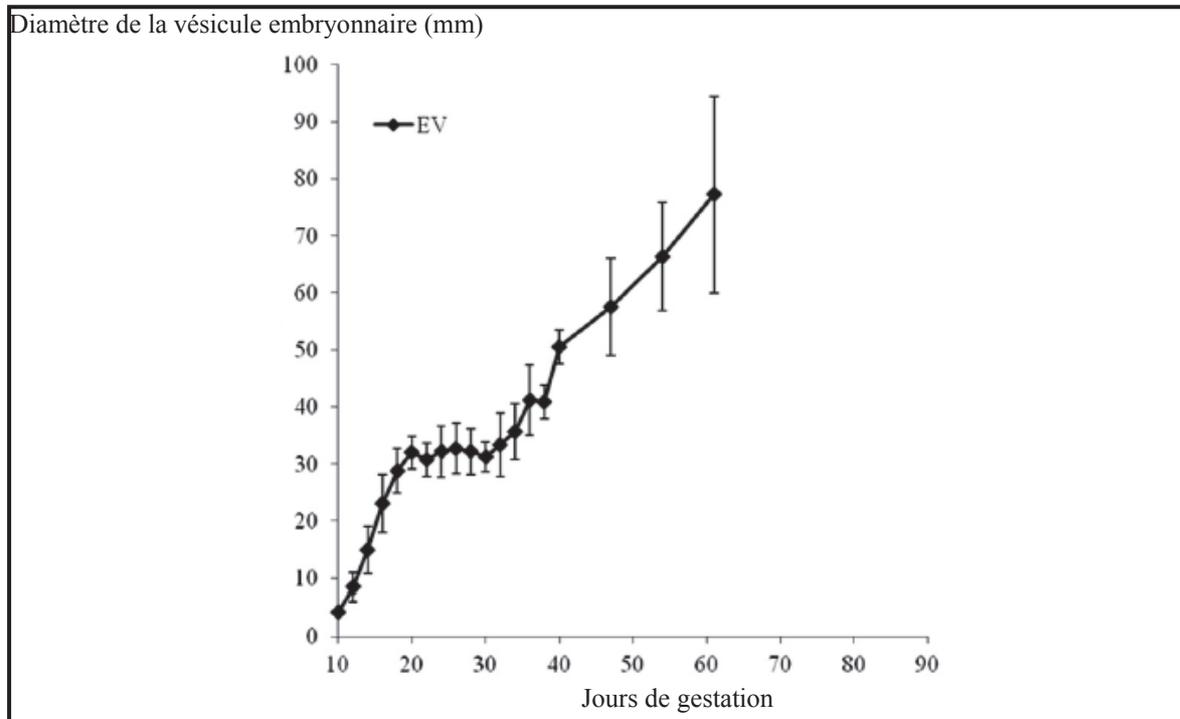


Figure 15 : Variation du diamètre de la vésicule embryonnaire mesuré du 10ème au 69ème jour de gestation (moyennes obtenues sur 12 gestations chez 7 ânesses de race Amiata entre 2006 et 2009; Moy \pm SD). (D'après Crisci et al, 2014).

1.1.2. Développement du conceptus

Vers le 20ème jour post-ovulation, le conceptus est entouré d'un endoderme, d'un trophoblaste et, sur sa moitié embryonnaire, d'un mésoderme vascularisé. Par cet intermédiaire, le sac vitellin assure la nourriture de l'embryon à partir des sécrétions utérines. L'allantoïde commence à se développer au fur et à mesure de la disparition du sac vitellin (Figure 16). Il fusionne avec le chorion pour former l'allanto-chorion.

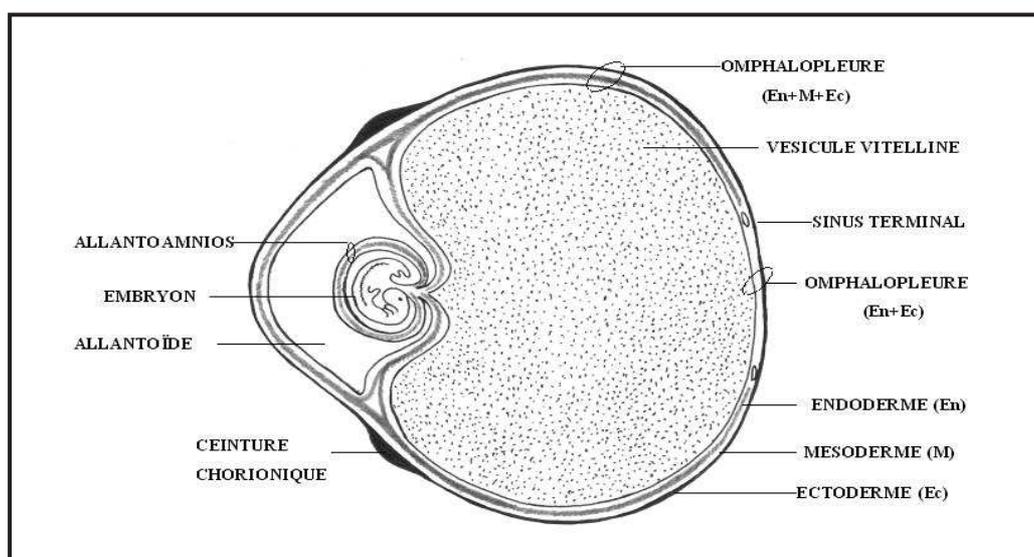
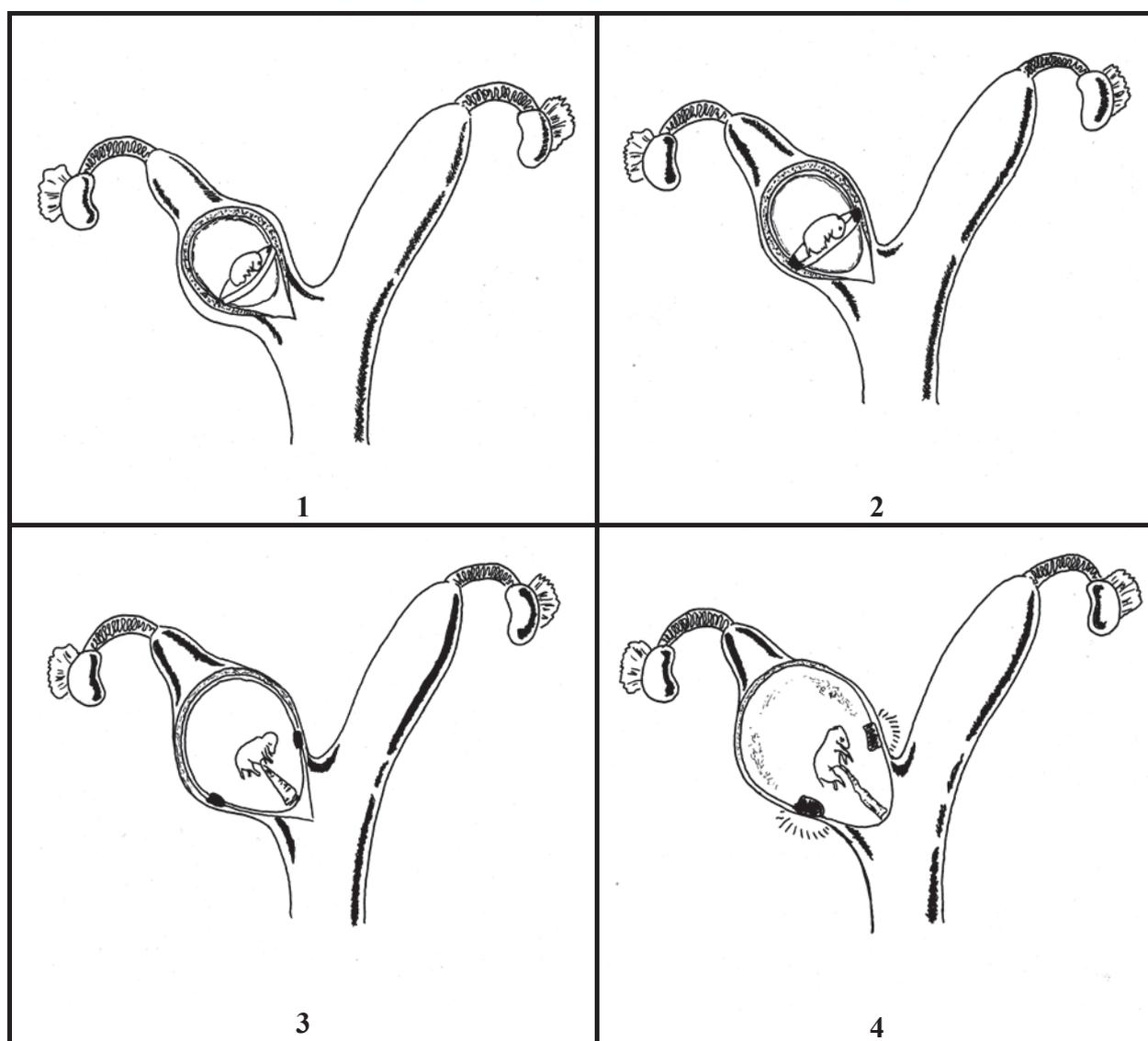


Figure 16 : Diagramme d'un conceptus équin à 30 jours. (D'après England, 1996a).

Vers 25 jours de gestation, le trophoblaste au niveau de la juxtaposition de l'allantoïde et du sac vitellin se plisse. Le sommet de ces plis s'hyperplásie et forme une bande cellulaire épaisse autour de la vésicule : la ceinture chorionique. Chez l'ânesse, cette structure est beaucoup plus fine et étroite que chez la jument.

Entre le 36 et le 38ème jour de gestation, les cellules chorioniques en contact étroit avec l'endomètre émettent des pseudopodes dans le cytoplasme des cellules épithéliales de l'endomètre, les phagocytent et progressent dans le stroma le long des glandes utérines. En 24 à 48 h, elles cessent leur migration, se regroupent, grandissent et forment les cellules déciduales des cupules endométriales qui ont ainsi une origine maternelle et fœtale (figure 17). Pendant la migration, la gaine chorionique se détache complètement du chorion sous-jacent et les cellules du trophoblaste la remplacent, assurant ainsi la continuité des enveloppes fœtales. Ces cupules endométriales, structures originales de la placentation des équidés, ont une importance primordiale lors de l'établissement du placenta ainsi que dans les sécrétions hormonales placentaires. Chez l'ânesse, ces structures sont plus petites et moins productives que chez la jument du fait de l'étroitesse initiale de la ceinture chorionique.



1 et 2 : Envahissement de l'épithélium endométrial par les cellules choriomiques
 3 : Développement des cupules endométriales
 4 : Déhiscence des cupules endométriales

Figure 17 : Développement des cupules endométriales chez les Equidés.
 (D'après Allen et Short, 1997).

1.1.3. Placenta

Le placenta des équidés est donc caractérisé par sa structure épithéliochoriale où l'épithélium trophoblastique s'accroche à l'endomètre. La barrière placentaire est ainsi constituée d'une partie d'origine fœtale et d'une partie d'origine maternelle (Figure 18). Chaque entité est constituée d'un endothélium vasculaire, de tissu conjonctif et d'un épithélium. Cette barrière s'affine à l'approche du terme en raison de l'indentation de l'épithélium chorionique et de la réduction du tissu conjonctif.

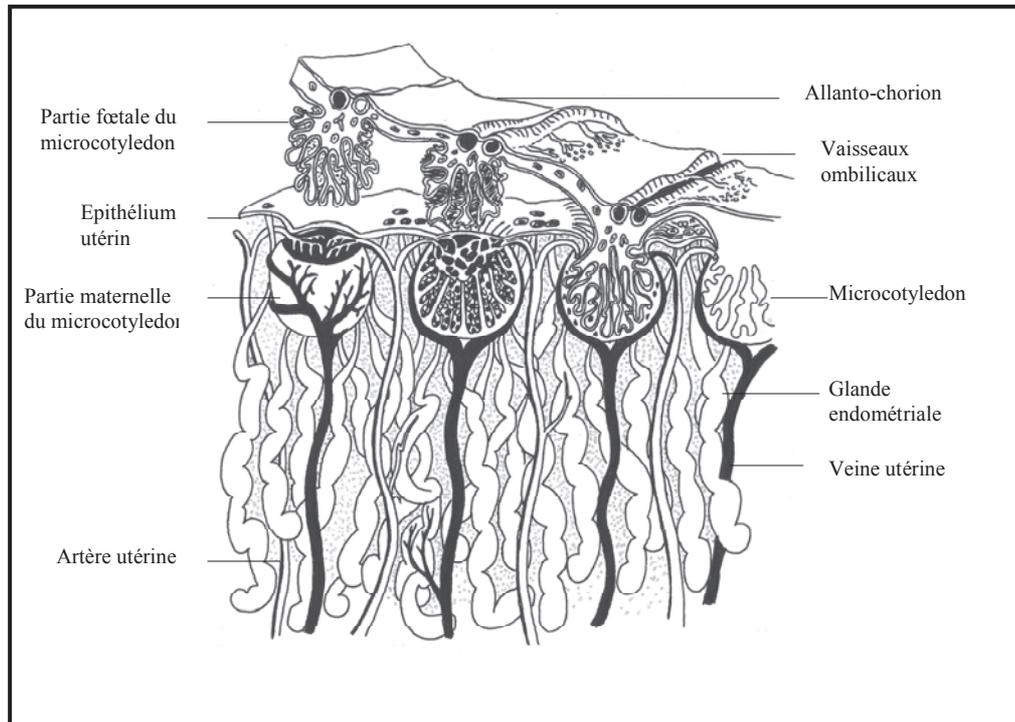


Figure 18 : Coupe de placenta équin mature et structure des microcotylédons.
(D'après Steven et Samuel, 1975).

La placentation s'organise lentement du 45 au 120ème jour de gestation. L'implantation s'effectue sur toute la surface de l'allanto-chorion par juxtaposition entre les villosités du trophoblaste et les indentations de l'épithélium endométrial qui forment les micro-cotylédons (figure 18).

Le réseau vasculaire s'organise autour de ces structures et on observe chez l'ânesse une densité vasculaire plus importante que chez la jument. D'autre part, la membrane inter-hémale s'avère être plus fine (Carluccio et al, 2008a). Enfin, il a été confirmé, par l'étude de placentas à terme, que la densité des micro-cotylédons sur la surface de l'allanto-chorion est supérieure chez l'ânesse mais reste associée à une efficacité moindre. Le poids du nouveau-né par m² de placenta est plus faible chez l'âne par rapport au cheval. L'efficacité placentaire chez l'âne demeure donc moins bonne que chez le cheval ou même le poney (Veronesi et al, 2010 ; tableau 20).

Tableau 20 : Comparaison des valeurs moyennes des placentas à terme des poneys, chevaux et ânes.
(D'après Veronesi et al, 2010).

Variabiles	Poney (n=7)	Cheval (n=7)	Âne (n=6)	P
Poids de la mère (kg)	306 (264-326)	588 (533-683)	282 (256-310)	P<0,01
Age de la mère (années)	5 (4-8)	7 (4-12)	6,5 (5-10)	P<0,01
Poids du nouveau né (kg)	23 (20-30)	50,5 (46-63)	25 (22-31)	P<0,01
Masse de l'allanto-chorion (kg)	1,53 (1,4-2,3)	3,5 (3-5)	1,39 (1,14-1,7)	P<0,01
Densité en micro-cotylédons (μm^{-1})	0,03 (0,03-0,03)	0,04 (0,03-0,04)	0,05 (0,05-0,05)	P<0,01
Efficacité placentaire ^(a) (kg/m^2)	1,328 (1,033-1,622)	1,324 (0,937-1,496)	0,873 (0,704-1,094)	P<0,01

a : Poids du nouveau-né par m^2 de placenta.

() : Valeurs extrêmes.

1.1.4. Développement du fœtus

Le diamètre du thorax, de l'orbite et de l'aorte augmentent progressivement au cours de la gestation alors que l'on observe parallèlement une diminution du rythme cardiaque (figure 19). Néanmoins, on constate que ce dernier augmente la semaine précédant le part (87,9 bpm contre 80,2 bpm selon Crisci et al, 2014). D'autre part, l'activité du fœtus semble positivement corrélée à la fréquence cardiaque.

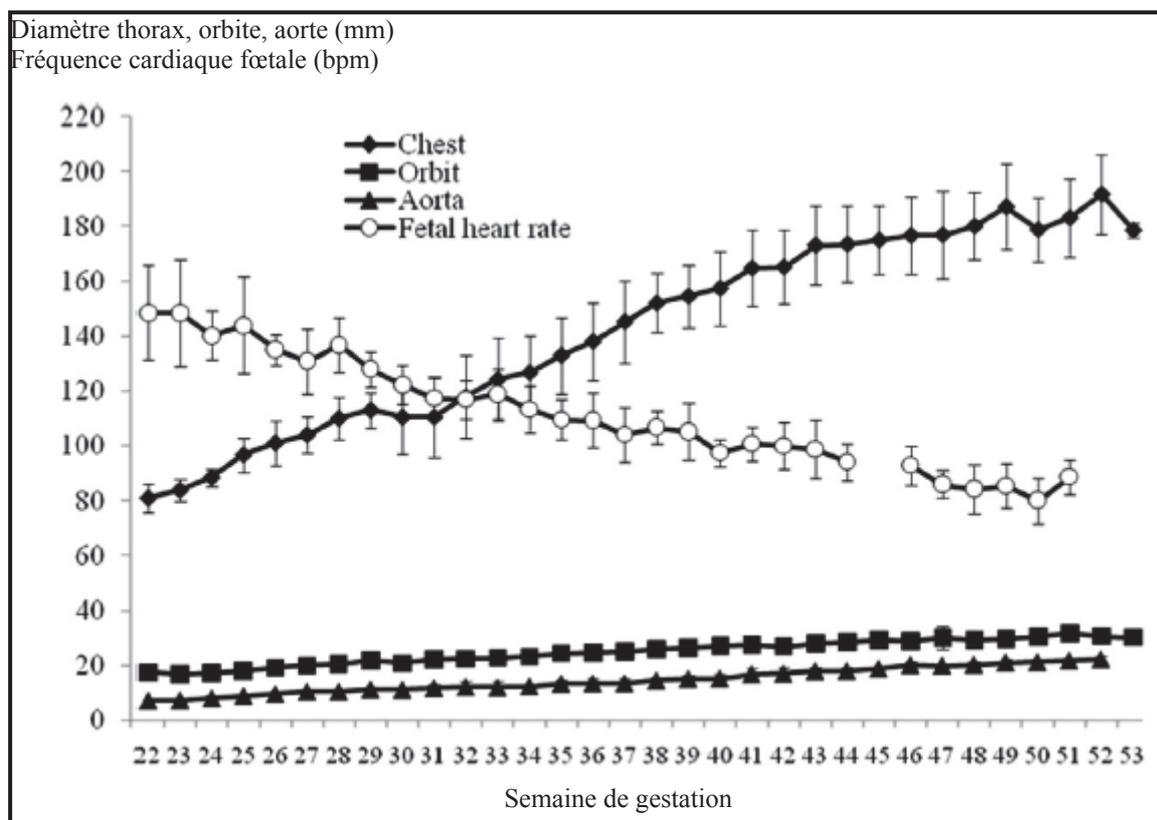


Figure 19 : Diamètre du thorax, de l'orbite et de l'aorte et fréquence cardiaque du fœtus (moyennes obtenues sur 12 gestations chez 7 ânesses de race Amiata entre 2006 et 2009 ; Moy \pm SD).
(D'après Crisci et al, 2014).

1.2. Contrôle hormonal

La poursuite de la gestation passe par le maintien du corps jaune et donc par la production de progestagènes. Ainsi, il existe un blocage de la sécrétion de prostaglandines par l'endomètre suite à la présence du conceptus au sein de l'utérus. De plus, les cellules des cupules endométriales sont le siège de la production d'une hormone spécifique à la gestation : l'équine Chorionic Gonadotropin (eCG ou hormone chorionique gonadotrope, anciennement nommée PMSG pour Pregnent Mare Serum Gonadotropin).

1.2.1. L'eCG

Produite par les cellules trophoblastiques de la gaine chorionique, sa sécrétion dépend donc du développement des cupules endométriales, moins productives chez l'ânesse car plus petites. Le profil de sécrétion de l'eCG correspond à ces particularités morphologiques avec une production plus faible que chez la jument mais plus longue (figure 20).

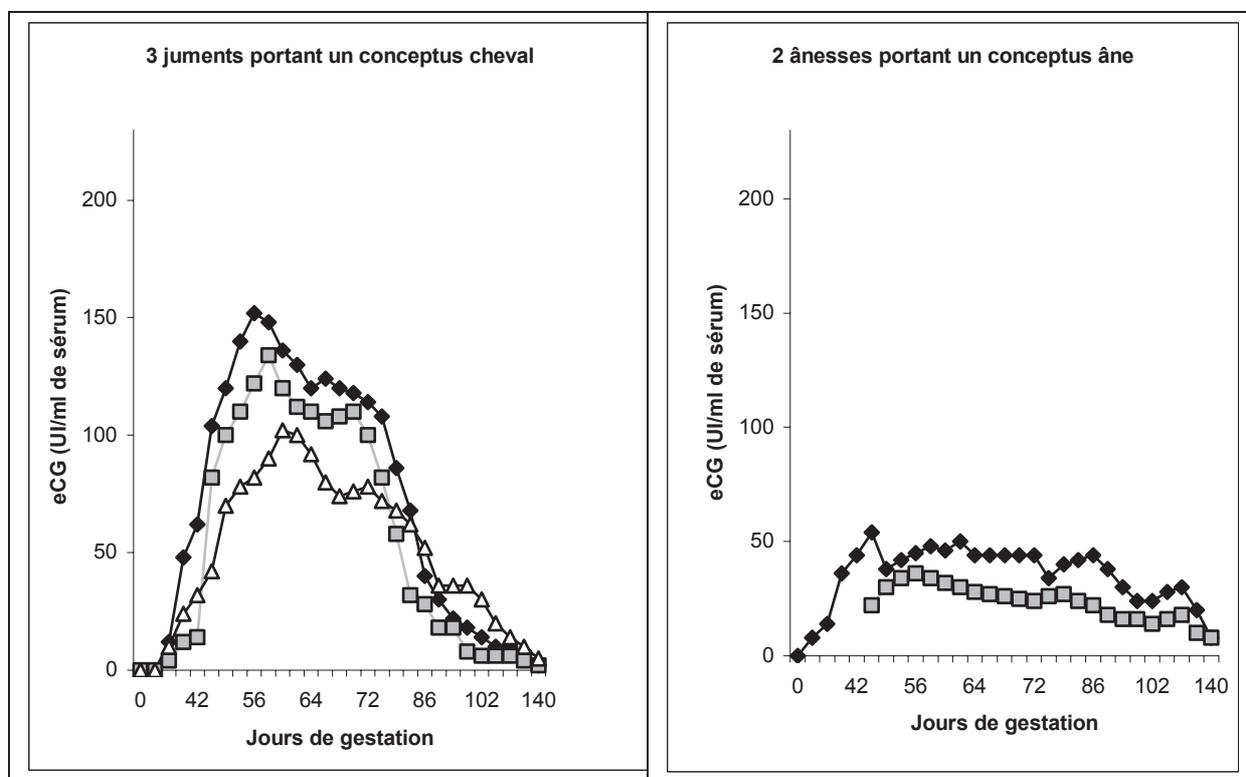


Figure 20 : Comparaison du profil de sécrétion de l'eCG chez la jument et chez l'ânesse.
(D'après Allen, 1975).

La production d'hormone chorionique commence vers le 38^{ème} jour de gestation pour atteindre un pic mesuré entre 30 et 60 UI/ml entre le 40^{ème} et le 50^{ème} jour. Cette sécrétion se poursuit jusqu'au 120^{ème} jour de gestation (figure 20). Les différences majeures avec la jument concerne les taux et la durée de sécrétion de l'eCG. En effet, chez la jument, alors que la production d'eCG commence au même moment que chez l'ânesse, le pic de sécrétion se trouve entre 40 et 180 UI/ml entre le 55^{ème} et le 75^{ème} jour pour ensuite décliner rapidement pour être non détectable entre le 60^{ème} et le 80^{ème} jour de gestation.

L'eCG possède une activité à la fois de type FSH et LH. Le ratio FSH/LH chez l'ânesse est de 0,2 (1,5 chez la jument) ce qui est relativement faible et indique un excès considérable d'activité LH par rapport à FSH. Cette action LH engendre l'ovulation et la

lutéinisation des follicules accessoires dont la croissance a été stimulée sous l'influence de la FSH pituitaire. En effet, les ovaires d'ânesses présentent une faible réactivité à la FSH de l'eCG, ce qui pose la question de son rôle physiologique au cours de la gestation.

Enfin, l'eCG, associée à d'autres facteurs foétaux, assure la durée de vie et l'activité sécrétoire des corps lutéaux secondaires. Son effet lutéotrope lors de la gestation reste donc incontestable.

1.2.2. Les progestagènes

La progestérone, initialement produite par le corps jaune primaire puis par les corps jaunes accessoires, est progressivement remplacée par des progestagènes d'origine foeto-placentaire (les corps jaunes dégénérant après 120 jours de gestation). Le profil de sécrétion présente un pic dès la 2^{ème} semaine de gestation mais à des valeurs bien supérieures à celles mesurées chez la jument. Selon les études, ces valeurs vont de 12 à 19 ng/ml de sérum (de 6 à 8 ng/ml chez la jument). Le taux plasmatique diminue ensuite régulièrement avant de présenter un second pic entre 5 et 6 semaines de gestation (correspondant à l'évolution des corps jaunes accessoires). La concentration en progestagènes diminue ensuite régulièrement mais plus tôt que chez la jument (figure 21).

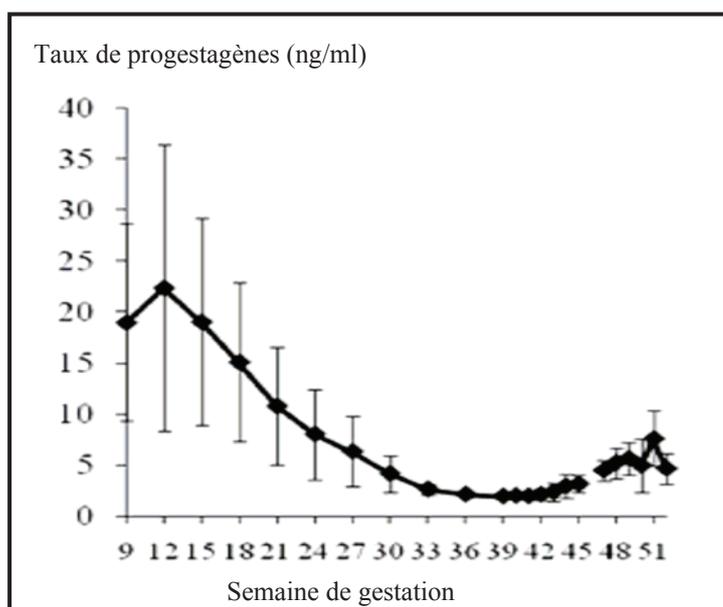


Figure 21 : Profil de sécrétion des progestagènes dans le sérum maternel de la semaine 9 à la fin de gestation chez 7 ânesses de race Amiata entre 2006 et 2009 (Moy ± SD). (D'après Crisci et al, 2014).

Le pic de concentration précédant le part apparaît plus faible chez l'ânesse que chez la jument ($7,6 \pm 2,7$ ng/ml chez l'ânesse selon cette étude contre 15 ng/ml chez la jument).

La progestérone agit au niveau utérin en diminuant sa contractibilité et en augmentant son tonus. D'autre part, la production de lait utérin, riche en protéines est sous dépendance de l'imprégnation en progestérone ainsi que la production de glaire cervicale. Enfin, l'influence progestéronémique assure un développement des glandes mammaires.

1.2.3. Les œstrogènes

Le taux d'œstrogènes sérique chez la mère est élevé en milieu de gestation, ce qui correspond au fort développement puis à la régression des gonades du fœtus. Le profil de sécrétion est représenté dans la figure 22.

Le taux sérique de sulfate d'œstrone dépasse les 500 ng/ml de la semaine 18 à la semaine 33 avec un pic la semaine 24 atteignant 1800 ng/ml. Ces valeurs s'avèrent être plus élevées que chez la jument (1000 ng/ml).

Les œstrogènes qui, au moment de l'ovulation, induisent la relaxation et l'augmentation du diamètre du col de l'utérus ainsi que la production de fluides lubrifiants, stimulent le flux sanguin placentaire.

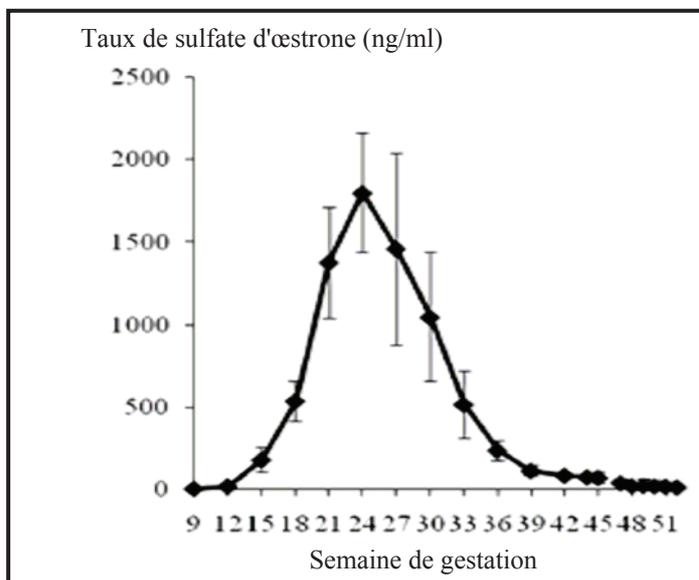


Figure 22 : Profil de sécrétion du sulfate d'œstrone dans le sérum maternel de la semaine 9 à la fin de gestation chez 7 ânesses de race Amiata entre 2006 et 2009 (Moy \pm SD). (D'après Crisci et al, 2014).

Le placenta de l'ânesse présente donc un nombre de villosités plus important que chez la jument ainsi qu'une grande densité vasculaire. Malgré ces différences structurelles, son efficacité paraît moindre. D'autre part, le profil de sécrétion de l'eCG est très différent de ce qui est observé chez la jument et les taux d'œstrogènes et de progestérone sériques varient entre ces deux espèces.

2. DUREE DE GESTATION

Une des particularités de la gestation de l'ânesse réside dans sa durée par rapport à celle de la jument. En effet, celle-ci est nettement plus longue avec une moyenne qui s'établit selon les auteurs autour de 365 à 375 jours contre environ 330 à 340 jours chez la jument. Les observations donnent des durées de gestation allant de 315 à 435 jours (Chabchoub et al, 2005).

Une grande part des mises bas s'effectuent autour de 355 à 375 jours de gestation tel que nous le montre la figure 23.

D'autre part, il apparaît que l'amplitude de variation de la durée de gestation est plus importante que chez la jument.

Plusieurs études cherchent à mettre en évidence les facteurs influençant la durée de gestation tels que la race ou les conditions d'élevage (alimentation et environnement).

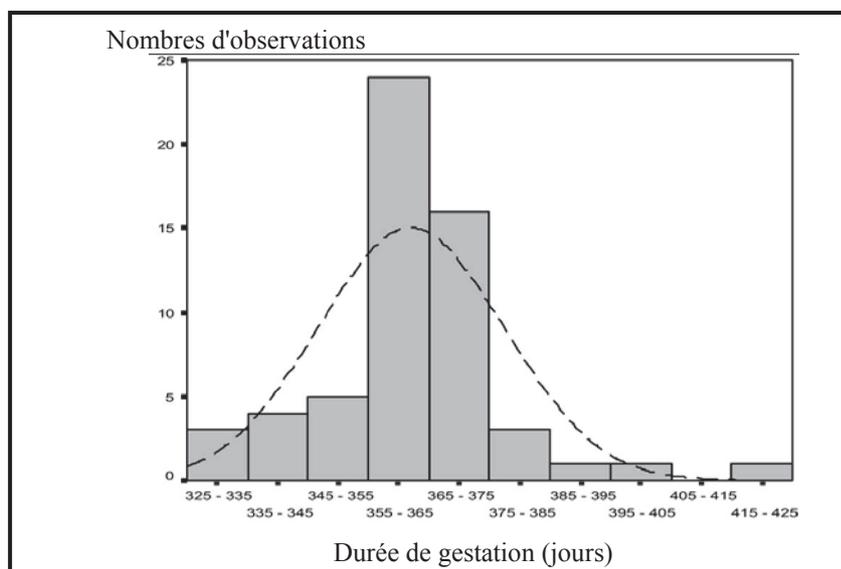


Figure 23 : Distribution de la durée de gestation chez des ânesses de races Andalouse, Catalane et Zamorano-Leones. (D'après Galisteo et al, 2010).

2.1. Influence de la race

Plusieurs études ont cherché à mettre en évidence l'existence d'une influence de la race sur la durée de gestation chez les ânes. Ces observations sont synthétisées dans le tableau 21.

Tableau 21 : Durée de gestation de l'ânesse selon différents auteurs.

Race	Nombre de gestations observées	Durée de gestation (jours)	Source
Ane français (Inde)	6	367±15,4	Dadarwal et al, 2004
Ane miniature (USA)		366-396	Purdy, 2005a
Ane sauvage de Somalie		380	Benirschke, 2007
Ane sauvage du Tibet		329 à 345	Benirschke, 2007
Andalou (Espagne)	28	362,6±14,9	Galisteo et al, 2010
Catalan (Espagne)	21	364,2±15,9	Galisteo et al, 2010
Zamorano-Leones (Espagne)	9	355,1±14,8	Galisteo et al, 2010
Martina Franca (Italie)	52	365	Tosi et al, 2013
Amiata (Italie)	12	353,4±13 (339-370)	Crisci et al, 2014

Dans ce récapitulatif, il est intéressant de noter que les trois races espagnoles ont été observées dans les mêmes conditions d'élevage (Galisteo et al, 2010). La comparaison des données s'effectue donc sur le seul critère de la race. Il en ressort une différence statistiquement non significative entre les diverses durées de gestation. Il existe néanmoins de fortes disparités lorsque l'on étudie des races très différentes situées dans des bassins d'élevage très éloignés.

La comparaison des gestations des 3 races espagnoles n'a montré aucune influence de l'âge de la femelle, du sexe du nouveau-né et du type de gestation (gestation simple ou multiple) sur la durée de gestation (tableau 22).

Tableau 22 : Durée de gestation chez l'ânesse en fonction de l'âge de la mère, du sexe du nouveau-né et du type de gestation, mesurée sur 58 gestations (Moy ± SD).
(D'après Galisteo et al, 2010).

	Age de l'ânesse			Sexe du nouveau-né		Type de gestation	
	Jeune (28)	Mature (23)	Agées (7)	Mâle (18)	Femelle (37)	Simple (55)	Multiple (3)
Durée de gestation (jours)	362,0±13,2	358,5±10,1	373,6±29,5	363,9±9,8	361,7±17,3	362,4±15,2	354±1,4

2.2. Influence des conditions d'élevage

◆ Les conditions climatiques, ainsi que la saison de mise à la reproduction sont deux facteurs reconnus comme ayant une influence sur la durée de gestation.

Le cas extrême est observé chez les ânes "Grand Blanc du Québec" pour lesquels la femelle attend l'apparition des premiers fruits de la forêt pour mettre bas. Les durées de gestation peuvent aller jusqu'à 17 mois. Ce phénomène reste mal expliqué (Chabchoub et al, 2005).

La saison de mise à la reproduction apparaît comme un point important influençant la durée de gestation, cette dernière étant plus courte lorsque les femelles sont fécondées tardivement (tableau 23).

Tableau 23 : Influence de la période de fécondation sur la durée de gestation chez l'ânesse (Moy ± SD).
(D'après Galisteo et al, 2010).

Période de fécondation	Nombre d'individus	Durée de gestation (jours)
Septembre-Janvier	15	371,5±19,5
Février-Mai	37	359,2±12,3
Juin-Juillet	6	355,3±12,1

La photopériode ainsi que la température constituent deux facteurs pouvant être mis en cause dans ces variations mais leurs modes d'action respectifs ne semblent pas encore bien élucidés.

◆ L'accès à la nourriture reste un facteur controversé chez la jument et aucune étude n'a été menée chez l'ânesse. Ainsi, alors que certains auteurs considèrent que l'état corporel des animaux n'influe pas sur la durée de gestation, d'autres soutiennent qu'une suralimentation forte et prolongée augmente le poids du nouveau-né et la durée de gestation (Druet, 2005).

La durée de gestation apparaît donc particulièrement longue chez l'ânesse par rapport à la jument et présente, selon les individus, une grande amplitude de variation.

3. DIAGNOSTIC DE GESTATION

Le suivi de gestation chez l'ânesse est moins répandu que chez la jument. Néanmoins, il peut être mis en place selon les mêmes techniques en prenant en compte les particularités physiologiques de la gestation des ânesses. L'examen clinique reste une première approche qui peut être complétée par l'utilisation de l'échographie ainsi que des examens de laboratoire.

3.1. Signes cliniques

3.1.1. Signes cliniques

Un des premiers signes cliniques de gestation chez l'ânesse est un changement de caractère. La femelle devient plus douce et tolérante aux caresses.

Evidemment, l'absence de réapparition de chaleurs après une période correspondant à celle du diœstrus reste un facteur déterminant. Malgré tout, l'incertitude reste de mise en cas d'anomalie du cycle (corps jaune persistant ou chaleurs silencieuses par exemple). En pratique, l'éleveur peut présenter la femelle au mâle, ce qui facilite la détection d'éventuelles chaleurs.

Chez les ânesses nourrissant un jeune, la disparition du lait vers le 5ème ou le 6ème mois de gestation constitue un signe en faveur d'un état gravidique.

D'autre part, le développement de l'abdomen est un élément de diagnostic positif. Il est néanmoins à distinguer d'un état pathologique autre (ascite) ou d'un état d'embonpoint anormal.

Enfin, les variations morphologiques de la mamelle au cours de la gestation peuvent constituer un signe clinique.

Ces différentes observations sont complétées par l'examen clinique de la femelle.

3.1.2. Examen clinique

La palpation du flanc gauche reste un examen non invasif à effectuer en première intention. L'opérateur appuie fortement à l'aide de sa main ouverte et recherche des ondulations de la paroi abdominale. Certains praticiens font boire de l'eau froide à l'animal afin d'accentuer ce phénomène. A partir du 6ème ou 7ème mois de gestation, l'opérateur perçoit les mouvements du fœtus.

L'examen par voie transrectale de l'utérus, pratiqué dès le premier mois de gestation, laisse apparaître une différence de volume entre les deux cornes utérines ainsi qu'un renflement sphérique à la base de l'une d'elles correspondant au conceptus. S'ajoute à cela une sensation de fermeté au toucher, une hypertonicité et un changement d'orientation de la corne utérine, cette dernière ne se trouvant plus dans le prolongement de la deuxième mais se dirigeant vers le haut et l'avant. A partir de 55 jours de gestation et jusqu'à 90 jours, on s'attache à examiner et à évaluer le volume du conceptus (à différencier d'une vessie plus ou moins pleine). Vers 150 jours et plus, il semble difficile de reconnaître l'utérus gravide. La recherche du fœtus confirme l'état gestationnel. Enfin, cet examen renseigne sur l'état physiologique des ovaires.

L'examen par voie vaginale montre une paroi congestionnée, une augmentation de sa sensibilité et une impression de raccourcissement accompagné de flaccidité.

L'auscultation obstétricale en fin de gestation permet d'écouter les bruits cardiaques du fœtus, l'examen étant plus ou moins facile selon l'état d'embonpoint de l'ânesse (Chabchoub et al, 2005).

Malgré tout, l'examen de choix permettant le diagnostic et le suivi de gestation reste l'utilisation de l'échographie.

3.2. Utilisation de l'échographie

Le diagnostic échographique de gestation par voie transrectale peut être effectué à 14 jours post-ovulation (16 jours chez les ânes miniatures). L'image recherchée de la vésicule

embryonnaire correspond à un cercle sombre souvent bien délimité, dont les pôles supérieur et inférieur sont accentués (figure 24).

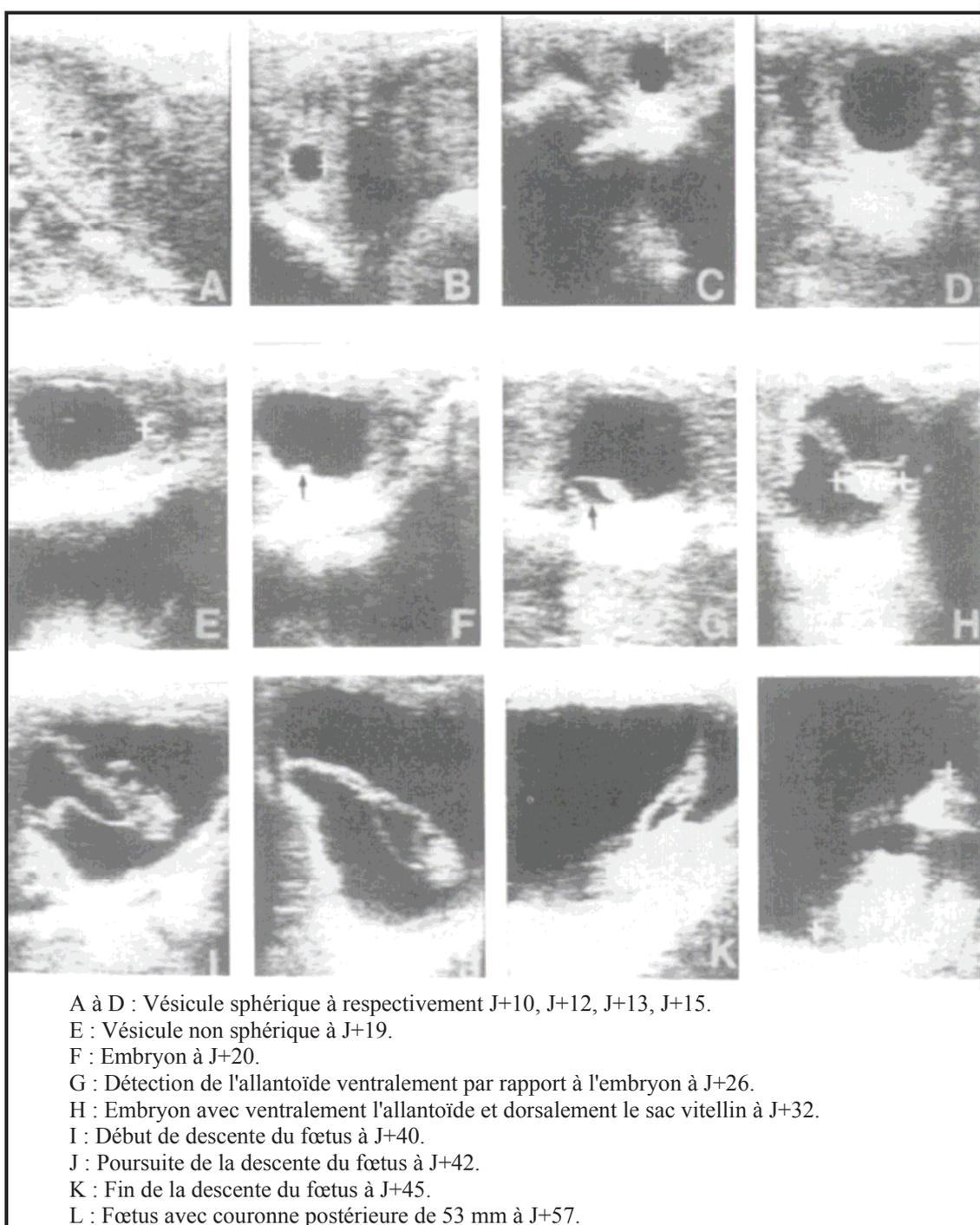


Figure 24 : Images échographiques du conceptus du 10ème au 60ème jour de gestation.
 (D'après Meira et al, 1998).

Dans les conditions expérimentales, la première image exploitable chez l'ânesse intervient en moyenne à 11 jours de gestation. La taille de la vésicule embryonnaire s'échelonne de 3,5 mm pour une détection précoce à 10 jours et jusqu'à 7 mm dans le cas d'une observation tardive à 13 jours (Meira et al, 1998). Néanmoins, elle est détectée de façon générale moins précocement que chez la jument (Crisci et al, 2014). Elle conserve sa forme sphérique jusqu'à 18 jours de gestation et l'embryon commence à être observé entre 20 et 22 jours selon les études. La taille de l'embryon avoisine alors $4 \pm 1,6$ mm.

Selon les études (Meira et al, 1998, Crisci et al, 2014), les battements cardiaques sont appréciables à partir du 23 ou du 25ème jour de gestation.

Un essai de détermination du sexe des fœtus a été effectué selon les mêmes critères que chez la jument. On recherche des images échographiques correspondant aux gonades ainsi qu'aux organes sexuels externes : glandes mammaires, tétine, vulve et clitoris chez le fœtus femelle, scrotum, pénis et urètre chez le fœtus mâle. Le meilleur taux de réussite est obtenu entre 35 et 38 semaines de gestation ou, selon les observations à 240 à 265 jours dans une première étude (Crisci et al, 2014) mais entre 100 et 150 jours selon d'autres auteurs (Mancuso et al, 2007). Chez la jument, cet intervalle de détermination optimal se situe entre 120 et 210 jours de gestation.

Des images d'examen échographiques par voie transabdominale ont été décrites chez l'âne miniature (Purdy, 2005b). A environ 70 à 80 jours de gestation, le fœtus est observé par une sonde positionnée à côté de la ligne blanche en regard de la pointe du grasset. Des mouvements saccadés du fœtus sont observés, très différents des mouvements des organes abdominaux et, si le doute persiste, la recherche des battements cardiaques reste sans équivoque.

3.3 Diagnostic de laboratoire

Les méthodes de diagnostic expérimental s'appuient sur la recherche des hormones de la gestation : la progestérone, l'hormone chorionique gonadotrope équine (eCG), les œstrogènes (sulfate d'œstrone).

◆ Progestérone : ce dosage consiste en un dépistage précoce de non gestation. En effet, le profil de sécrétion de cette hormone chez une femelle non gravide montre un effondrement de ses valeurs à 16 jours post-ovulation. Un prélèvement effectué après cette date et montrant une valeur basse (inférieur à 1,5 ng/ml) est à coup sûr un signe de non gestation. Au contraire, un taux élevé peut être signe soit d'un état gravide, soit d'un corps jaune persistant et sécrétant, soit d'une mortalité embryonnaire. L'échographie apportant des enseignements très sûrs à ce stade, le dosage de cette hormone pour le diagnostic de gestation est donc rarement réalisé.

◆ eCG : contrairement au dosage de la progestérone, ce dosage constitue un diagnostic de gestation, sa présence dans le sérum des femelles étant forcément liée à un état gravide. Chez la jument, on recense 1 à 2 % de faux positifs lié au fait qu'une fois en place, les cupules sont autonomes et sécrètent malgré la mort éventuelle du fœtus, et d'autre part, au fait de la résistance de cette hormone à la dégradation (sa demi vie étant de 6 jours).

Compte tenu du profil de sécrétion complètement différent de celui de la jument, la période d'analyse s'étale de 40 à 120 jours (de 45 à 110 jours chez la jument). Au delà de ces dates, il paraît non judicieux d'effectuer une telle recherche, la présence d'eCG étant liée au développement des cupules endométriales. En pratique courante, une telle analyse représente un coût de 60 euros

◆ Œstrogènes : le placenta et les gonades du fœtus sécrètent une quantité importante d'œstrogènes qui se retrouvent au niveau sanguin puis sont éliminés dans l'urine. Néanmoins, le profil de sécrétion nous indique que cette recherche ne peut être effectuée que tardivement (3 mois de gestation) et peut être réalisée à partir d'un prélèvement sanguin ou d'un prélèvement urinaire. Le coût d'une recherche à partir d'un échantillon sanguin est de 72 euros.

Le praticien dispose donc de multiples examens pour définir l'état physiologique des ânesses, et même lorsque la pratique de l'échographie n'est pas envisageable (par manque de matériel et d'expérience), les analyses de laboratoire et les examens cliniques, appliqués à des stades spécifiques de la gestation, restent fiables.

4. SUIVI DE L'ÂNESSE GRAVIDE

Le suivi des individus reste beaucoup plus succinct que chez la jument. Ainsi, l'utilisation de l'échographie en suivi de gestation est rare sauf pour des raisons expérimentales. Par contre, il reste important de respecter quelques règles pour le bon déroulement de la gestation.

4.1. Gestion de l'utilisation de l'ânesse

Durant les premiers mois de gestation, l'évolution du fœtus reste non visible et les modifications morphologiques de l'ânesse restent inexistantes jusqu'à environ la moitié de la gestation. Le fœtus prend les deux tiers de son poids dans les quatre derniers mois. Ainsi, la femelle gravide continue d'être exploitée durant quasiment toute la durée de gestation. Il reste nécessaire malgré tout d'arrêter tout travail pendant le dernier mois de gestation (Beele, 2005).

La surveillance des animaux apparaît néanmoins nécessaire au début de la gestation, au 3ème et au 6ème mois. Ces périodes correspondent aux phases où le risque d'avortement reste possible. Les femelles doivent être soustraites à toute cause d'excitation comme des bruits violents, des chocs, des refroidissements brutaux, des traumatismes divers. On surveillera également l'apparition de troubles digestifs tels que constipation ou diarrhée (Chabchoub et al, 2005).

La gestion sanitaire des animaux reste donc essentielle.

4.2. Surveillance sanitaire

La vermifugation et la vaccination des animaux sont nécessaires pour garantir l'état de santé des femelles gravides.

◆ Vermifugation : classiquement, le calendrier d'administration des vermifuges est le suivant : un traitement au printemps, éliminant les parasites ayant résisté à l'hiver et après la première contamination printanière. Un second traitement en fin d'été, les animaux étant souvent fortement infectés. Enfin, un dernier traitement en milieu d'automne, limitant l'infestation hivernale. Dans le cas des femelles gravides, on ajoute une administration de vermifuge un mois avant et un mois après la mise bas. En effet, la femelle, dans cette phase critique, peut être affaiblie par son état physiologique et donc se trouve plus sensible aux infestations. Ce protocole évitera également la contamination rapide de l'ânon et garantit la production laitière de l'ânesse. Il faut évidemment vérifier l'innocuité de la molécule utilisée pour les femelles gravides, certains vermifuges étant à proscrire dans ce cas particulier.

◆ Vaccination : quelques règles concernant le protocole de vaccination doivent être respectées. Il est déconseillé de vacciner une ânesse reproductrice au cours de la semaine qui précède et dans les trois semaines qui suivent la saillie. D'autre part, il apparaît intéressant de pratiquer un rappel de vaccination 4 à 6 semaines avant la mise bas pour certaines valences, les anticorps ainsi transmis par le colostrum assurant la protection de l'ânon jusqu'à ce qu'il puisse à son tour être vacciné. Les vaccins disponibles actuellement en France sont inactivés et donc peuvent être administrés chez la femelle gravide. Les principales maladies infectieuses concernées sont la grippe, le tétanos, la rhinopneumonie et éventuellement la rage. D'autres vaccinations sont envisagées selon les pays (encéphalomyélite, botulisme, rotavirus, gourme, ehrlichiose monocyttaire) (Dauphin, 2005). Le tableau 24 résume ces différentes informations.

Ces données sont calquées sur ce qui est pratiqué chez la jument, l'immunité spécifique induite chez les ânesses étant encore non étudiée.

Tableau 24 : La vaccination de l'ânesse gravide.
(D'après Dauphin, 2005).

Valence	Rappel vaccinal	Immunité de la mère	Immunité du jeune
Grippe	4 à 6 semaines avant mise bas et	6 mois à 1 an	passive par prise du colostrum de 3 à 6 mois
Tétanos	4 à 6 semaines avant la mise bas	2 à 3 ans	passive par prise du colostrum de 4 à 6 mois
Rhinopneumonie EHV-1, EHV-4	avant la saillie et rappel au 5, 7 et 9ème mois de gestation	6 mois	passive par prise du colostrum jusqu'à 6 mois
Rage	possible durant la gestation	1 an	4 mois
Encéphalite West Nile USA	4 à 6 semaines avant mise bas malgré complications		
Encéphalomyélite de l'Est Encéphalomyélite de l'Ouest et vénézuélienne USA	4 à 6 semaines avant mise bas en plus du rappel annuel et particulièrement avant l'été		
Botulisme (type B) USA	2 à 4 semaines avant mise bas		
Rotavirus (groupe A)	durant 8ème, 9ème et 10ème mois de gestation		Diminue signes cliniques des rotaviroses
Gourme <i>Streptococcus equi</i>	2 injections avant mise bas mais risque élevé de complications		
Fièvre du Potomac <i>Ehrlichiose monocyttaire</i>	au cours du dernier mois de gestation		

4.3. Alimentation de l'ânesse gravide

L'âne de façon générale tire meilleur profit de sa ration que ses cousins équins. Le rendement énergétique d'une même ration sera 25 % plus important chez un âne que chez un cheval. D'autre part, la prise excessive de poids chez un âne peut lui être fatale (hyperlipémie). Ainsi, le principe de l'alimentation de l'ânesse gravide doit reposer sur un apport énergétique supplémentaire en fin de gestation afin de préparer la lactation, mais en évitant surtout d'obtenir un animal obèse au moment de la mise bas.

La base de la ration reste un fourrage de plus ou moins bonne qualité qui peut être complété par un apport en concentrés si nécessaire. D'ailleurs, on remarque que la digestibilité des différents constituants de la ration est améliorée lorsque l'on remplace une partie du foin par des concentrés (Valy, 2012). D'autre part, en fin de gestation, le volume abdominal est principalement occupé par le fœtus et la capacité d'ingestion de la mère est réduite. Casini et al en 2006 ont estimé cette capacité d'ingestion à 86,6 g/kgPV^{0,75} (PV étant le poids de la mère) ce qui reste bien inférieur à celle de la jument (113 g/kgPV^{0,75}). Un aliment de type "entretien cheval" ou un mélange de grain aplati (orge, maïs et avoine par exemple) apparaît idéal comme apport complémentaire.

Ne pas oublier de compléter la ration en sels minéraux, oligo-éléments et vitamines dont les besoins sont résumés dans le tableau 25.

Tableau 25 : Besoins en minéraux, oligo-éléments et vitamines pour une ânesse gravide (MS = Matière sèche).
(D'après Smith et Wood, 2008).

Besoins en minéraux (g/kg MS)		Besoins en oligo-éléments (mg/kg MS)		Besoins en vitamines	
Calcium	4,7	Fer	50	Vit A (UI/kg MS)	3000
Phosphore	3,6	Manganèse	40	Vit D (UI/kg MS)	600
Magnésium	1,1	Cuivre	10	Vit E (UI/kg MS)	80
Potassium	3,8	Zinc	40	Thiamine (mg/kg MS)	3
Sodium	1,0	Sélénium	0,1	Riboflavine (mg/kg MS)	2
		Iode	0,3		
		Cobalt	0,1		

Le suivi sanitaire des animaux reste donc important surtout en début de gestation et l'on doit veiller particulièrement chez l'ânesse à garder une alimentation mesurée afin d'éliminer tout risque d'obésité qui pourrait avoir des conséquences dramatiques pendant et après la mise bas.

5. PATHOLOGIE DE LA GESTATION

Les affections de la gestation chez l'ânesse sont représentées par les risques d'avortement liés à de multiples facteurs. Selon les causes, ces expulsions seront précoces ou tardives et seront dues soit à la mort in utero du fœtus soit à une lésion du placenta engageant la survie de ce même fœtus. Les origines sont non-infectieuses ou infectieuses et dépendent de facteurs d'élevage.

5.1. Pathologies non infectieuses

5.1.1. Gestation gémellaire

Nous avons déjà constaté que les ânesses présentent un taux d'ovulations multiples plus important que les juments, surtout chez certaines races ("Mammoth"). Naturellement, le taux de gestation gémellaire apparaît aussi plus élevé. Ces gestations arrivent plus souvent à terme chez l'ânesse alors qu'elles sont interrompues chez la jument. Malgré tout, les données sont rares car elles nécessitent un suivi précoce des animaux, ce qui n'est pas toujours le cas chez l'âne. Néanmoins, l'observation du Docteur Lagarde sur la race "Grand noir du Berry" nous indique que 5 % des 20 % de doubles ovulations constatées, aboutissent à des gestations gémellaires. D'autre part, l'étude d'un échantillon de 58 gestations en Espagne sur des races locales a mis en évidence un taux de naissance de jumeaux de 5 % (Galisteo et al, 2010).

Ces gestations sont rares et les raisons font s'opposer deux théories : d'une part le manque d'échanges nutritionnels entre la mère et les fœtus du fait d'un manque de surface de placenta. Ainsi les fœtus souffrent de retards de croissance importants. D'autre part, la théorie de l'existence de réactions immunologiques d'un fœtus contre l'autre.

Les risques lors de gestations gémellaires de perte des fœtus amènent les éleveurs à éviter soigneusement ce type de gestation soit en différant la saillie lors de détection d'ovulations multiples (ce qui reste difficile lorsque ces deux ovulations s'effectuent de façon espacée), soit en détruisant l'une des deux vésicules embryonnaires lors de la détection des jumeaux. Cette intervention peut être effectuée par aspiration ou par écrasement d'une des deux vésicules.

5.1.2. Perturbation de l'équilibre foëto-maternel.

Plusieurs entités peuvent expliquer une expulsion précoce du foëtus alors qu'aucun signe pathologique n'est mis en évidence. Ainsi, une implantation défectueuse du placenta, une anomalie de développement des annexes foëtales ou du cordon ombilical, et toute atteinte par compression ou lésion des vaisseaux utérins peuvent entraîner un avortement.

D'autre part, l'influence de l'état physiologique de la mère au moment de la gestation s'avère, comme dans toute espèce, déterminant. On évitera d'avoir des animaux carencés et les conditions d'élevage devront prévenir de tout stress lié à un traumatisme ou une pathologie récente (colique, refroidissement brusque, excitation, etc...).

Enfin, il ne faut pas oublier l'existence de troubles endocriniens pouvant mettre un terme à tout début de gestation. Les phénomènes de rejet liés à des incompatibilités immunitaires sont également à prendre en considération. Les avortements peuvent aussi être d'origine toxique : médicaments, aliments, mycotoxines, métaux lourds, etc...

En dernier lieu, nous pouvons évoquer les anomalies chromosomiques ainsi que les malformations congénitales qui aboutissent à l'expulsion des avortons. Un cas d'avortement 2 mois avant terme d'un foëtus anencéphale chez une ânesse miniature est décrit dans la littérature (Stauffer, 1989).

Souvent ces avortements passent inaperçus car ils interviennent soit très précocement en cas de mort embryonnaire, soit dans une période où les individus ne sont pas surveillés.

5.2. Les avortements d'origine infectieuse

Nous avons déjà évoqué les différents agents pathogènes susceptibles de créer des désordres pathologiques au niveau de la sphère génitale. Certains sont à l'origine d'avortements le plus souvent tardifs (à partir du 5ème mois).

◆ Herpès virus (EHV₁, AHV₃ et EHV₄) : les avortements sont consécutifs à une contamination par les voies respiratoires. Rapidement, une virémie à médiation cellulaire permet la dissémination du virus dans l'organisme et notamment au sein d'organes cibles tels que l'utérus. L'atteinte des cellules endothéliales qui bordent les capillaires de l'utérus gestant entraîne une inflammation nécrosante au niveau des vaisseaux et une thrombose. Le foëtus et ses annexes peuvent également être infectés par voie vasculaire. On retrouve ainsi des lésions nécrotiques chez le foëtus. L'expulsion de ce dernier est rapide et sans signes avant-coureurs chez la mère. Le diagnostic doit être rapidement établi car l'avorton ainsi que toutes les annexes constituent une source de contamination importante pour les autres animaux. L'infection à EHV₄ provoque des lésions vasculaires similaires.

◆ Artérite virale équine : contrairement à la jument, l'avortement suite à une infection par ce virus n'a pas été décrit chez l'ânesse, que ce soit dans des conditions expérimentales ou naturelles. Ainsi, suite à l'inoculation expérimentale chez des femelles, on n'observe ni délivrance prématurée, ni anomalies macroscopiques du placenta. Tous les ânonns sont nés normaux et ne développent pas de maladie consécutivement. Les analyses montrent une absence du virus au niveau du placenta ainsi que dans les leucocytes des nouveau-nés (Nelias, 2012).

◆ Avortement d'origine bactérienne : nous avons déjà évoqué les souches bactériennes mises en cause dans les affections de l'appareil génital femelle. Il en résulte une atteinte placentaire avec un épaissement et des ulcérations des enveloppes foëtales et une atteinte du foëtus lui-même avec un état septicémique.

◆ Leptospirose : les études montrent que l'âne reste sensible à cette infection puisque des anticorps anti-leptospores ont été retrouvés chez des individus mais aucun cas d'avortement n'est décrit.

◆ Brucellose : aucun cas d'avortement lié à une infection par *Brucella abortus* n'est décrit chez l'ânesse malgré une certaine sensibilité des individus à cette bactérie.

Les affections rencontrées chez la jument se retrouvent également chez l'ânesse mais l'absence de surveillance systématique des cheptels altère notre appréciation de l'incidence de ces affections. L'ânesse paraît néanmoins plus résistante que la jument à certaines atteintes.

III. PARTURITION ET POST-PARTUM

Cette phase essentielle de la reproduction a été très bien étudiée chez la jument mais reste mal documentée chez l'ânesse. Pourtant, la physiologie et les affections liées à cette période sont bien spécifiques.

1. PHYSIOLOGIE DU PART

La fin de gestation représente une période particulièrement importante et la surveillance des individus devient obligatoire. Le calme et la tranquillité des animaux sont primordiaux mais ceux-ci ne doivent pas forcément être isolés. Ainsi, alors que les mâles sont éloignés, une femelle peut accompagner l'ânesse gravide, évitant tout stress lié à un isolement non habituel. D'autre part, contrairement à la jument qui met souvent bas la nuit, l'ânesse peut mettre bas à n'importe quelle heure du jour ou de la nuit (Chabchoub et al, 2006). Les signes annonciateurs du part doivent donc être détectés avec précision.

1.1 Préparation du part

1.1.1 Signes annonciateurs

Les ânesses ne montrent pas systématiquement tous les signes décrits dans cette étude et, souvent, ceux-ci sont variables d'une gestation à l'autre (Sewell, 2014).

Dans les 30 derniers jours de gestation, le ventre de l'ânesse s'est énormément développé et, à l'approche du part, celui-ci descend et des œdèmes peuvent apparaître en partie déclive (Chabchoub et al, 2006).

L'attitude de l'ânesse envers ses congénères change dans les 15 jours précédant le part, cette dernière devenant plus agressive et cherchant l'isolement.

Parallèlement, quelques jours avant la mise bas, les mamelles grossissent et les trayons présentent un petit écoulement jaunâtre qui sèche (la cire ; Chabchoub et al, 2006).

L'assouplissement des ligaments pelviens laisse apparaître un sillon de chaque côté de la colonne vertébrale, de la zone lombaire vers la base de la queue. Cette observation est rare chez les primipares et très difficile à observer chez les individus très poilus (Aronoff, 2010).

La vulve s'allonge et le col de l'utérus s'ouvre.

L'ânesse urine et laisse échapper quelques crottins à l'approche du part.

Elle s'isole et, à l'approche du part, adopte un comportement agité. Elle marche, se couche, se lève et ceci pendant parfois plusieurs heures. Ce comportement favorise la présentation normale de l'ânon. Ce dernier, placé en présentation longitudinale antérieure, passe alors d'une position dorso-pubienne à une position dorso-sacrée.

Le col de l'utérus se dilate sous l'effet des contractions utérines et laisse entrevoir l'allanto-chorion qui se déchire sous l'effet de tension, libérant le liquide allantoïdien. Cet évènement marque le début du deuxième stade de la mise bas (Leclair, 2001).

1.1.2. Détection du part

La mesure des concentrations en électrolytes présents dans les sécrétions mammaires et de leur ratio apparaît comme un bon indicateur de détection du part. Une augmentation rapide du taux de calcium ainsi qu'une inversion du rapport sodium/potassium dans les sécrétions mammaires constituent des signes de maturité du fœtus (Aronoff, 2010). Mais alors que le profil de sécrétion du calcium chez l'ânesse se rapproche de celui de la jument, il en va autrement des profils de sécrétion du sodium et potassium.

Ainsi, chez la jument, on observe une chute brutale du taux de sodium dans ces sécrétions la veille du part, alors que chez l'ânesse, cette décroissance apparaît plus lente à partir du 10ème jour précédant le part. Inversement, le taux de potassium augmente régulièrement chez la jument alors que l'on observe deux pics chez l'ânesse (Carluccio et al, 2008b).

L'évolution du taux de calcium montre une augmentation importante entre le 10ème et le 6ème puis entre le 4ème et le 2ème jour avant la mise bas. Les valeurs au jour du part atteignent au minimum 8 à 10 mmol/l. Dans cette étude, le taux de calcium minimum le jour du part était de 9,1 mmol/l, mais plusieurs individus ont présentés un taux de calcium élevé 4 jours avant le part (tableau 26). La mesure de ce taux n'apparaît donc pas fiable pour une détection du jour de mise bas. Par contre, il est un bon indicateur de non parturition à 24 heures lorsque les valeurs sont inférieures à 8 mmol/l.

On observe une augmentation rapide du taux de potassium dans les sécrétions mammaires entre le 10ème et le 8ème jour et entre le 6ème et le 4ème jour avant mise bas. Il est donc intéressant de calculer le ratio sodium/potassium qui s'inverse chez l'ânesse entre 48 à 24 heure avant le part (Figure 25).

L'inversion du ratio sodium/ potassium constitue un bon indicateur de maturité du fœtus, toutes les mises bas de cette étude ayant produit des ânonnés nés à terme et en bonne santé.

Tableau 26 : Concentrations moyennes de calcium, sodium, potassium mesurées dans les sécrétions mammaires de 17 ânesses à partir du 10ème jour avant la mise bas (Moy ± SD).
(D'après Carluccio et al, 2008b).

Jours	Calcium (mmol/l)	Sodium (mmol/l)	Potassium (mmol/l)
-10	3,7±1,5	91,2±18,3	15,4±7,4
-8	4,4±1,9	69,3±26,6	21,6±10,8
-6	4,8±1,6	57,3±25,4	22,8±9,5
-4	6,9±1,7	41,9±17	30,6±10,9
-2	8,3±2	28,3±8,3	33,4±7,2
-1	9,3±1,2	22,3±5,3	33,5±5,1
0 (mise bas)	10,3±0,6	19,0±6,1	34,5±5,1

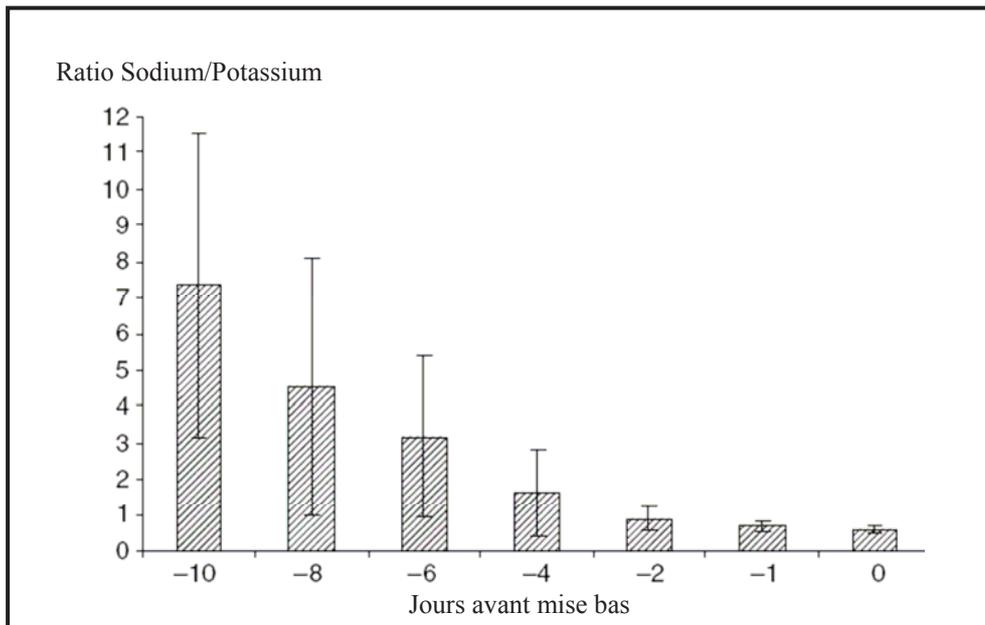


Figure 25 : Evolution du ratio Sodium/Potassium mesuré dans les sécrétions mammaires de 17 ânesses à partir du 10ème jour avant la mise bas. (D'après Carluccio et al, 2008b).

La mesure du pH des sécrétions mammaires, lié aux concentrations en ions de ces sécrétions, constitue une alternative à la mesure des différents électrolytes. Une chute du pH des sécrétions mammaires chez la jument indique l'imminence du part, celui-ci étant observé dans les 24 h suivantes (Canisso et al, 2013).

1.2. Expulsion du fœtus et des annexes

Un ânonnage normal dure entre 15 et 30 minutes. L'expulsion des annexes s'effectue généralement dans la demi-heure suivante et au maximum 6 à 8 heures après le part (Chabchoub et al, 2006).

La rupture de la première poche (allanto-chorion) permet à l'ânon de s'engager dans le canal pelvien et ce passage déclenche des décharges d'ocytocine accélérant les efforts d'expulsion. Ce passage déclenche également une contraction réflexe des muscles abdominaux, du diaphragme maternel ainsi qu'une fermeture de la glotte de la mère (réflexe de Ferguson). Des séries de contractions abdominales alternant avec des périodes de repos secouent la mère. A ce stade, l'ânesse se couche, les postérieurs en extension, augmentant ainsi la pression abdominale, augmentation favorable à l'expulsion (Leclair, 2001).

La présentation normale du nouveau-né en position dorso-sacrée laisse apparaître les antérieurs avec le bout du museau posé sur ceux-ci.

La rupture des poches et la libération du liquide amniotique permet la lubrification du canal pelvien, facilitant le passage de l'ânon. Ce stade dure en général de 5 à 30 minutes.

L'ânon expulsé, il est déconseillé de couper le cordon ombilical, sa rupture sera assurée lorsque la mère se lèvera. Ces quelques minutes permettraient le passage d'une quantité importante de sang du placenta vers le nouveau-né augmentant la volémie et l'apport en oxygène de l'ânon. Cette théorie reste controversée, les volumes incriminés restant proportionnellement faibles (Leclair, 2001).

1.3. Phénomènes hormonaux

Le déclenchement du part est associé à différentes modifications hormonales qui apparaissent dans les derniers jours de gestation. Les hormones incriminées sont les hormones stéroïdes produites par le fœtus, métabolisées au niveau du placenta et agissant sur l'utérus.

Interviennent également les prostaglandines, la relaxine ainsi que l'ocytocine.

1.3.1. Progestagènes et œstrogènes

Durant les dernières semaines de gestation, le taux d'œstrogènes diminue régulièrement jusqu'au part alors que le taux de progestérone montre une légère augmentation en fin de gestation avec un pic de sécrétion 2 ou 3 jours avant le part.

Les progestagènes ayant une action inhibitrice sur la contractibilité du myomètre, la chute de leur concentration lève cette inhibition. D'autre part, la diffusion de la progestérone chez l'ânesse à travers le placenta diffère par rapport à la jument du fait des différences histologiques. Cette diffusion est supérieure chez l'ânesse, ce qui explique les taux sanguins retrouvés dans cette espèce (figure 26).

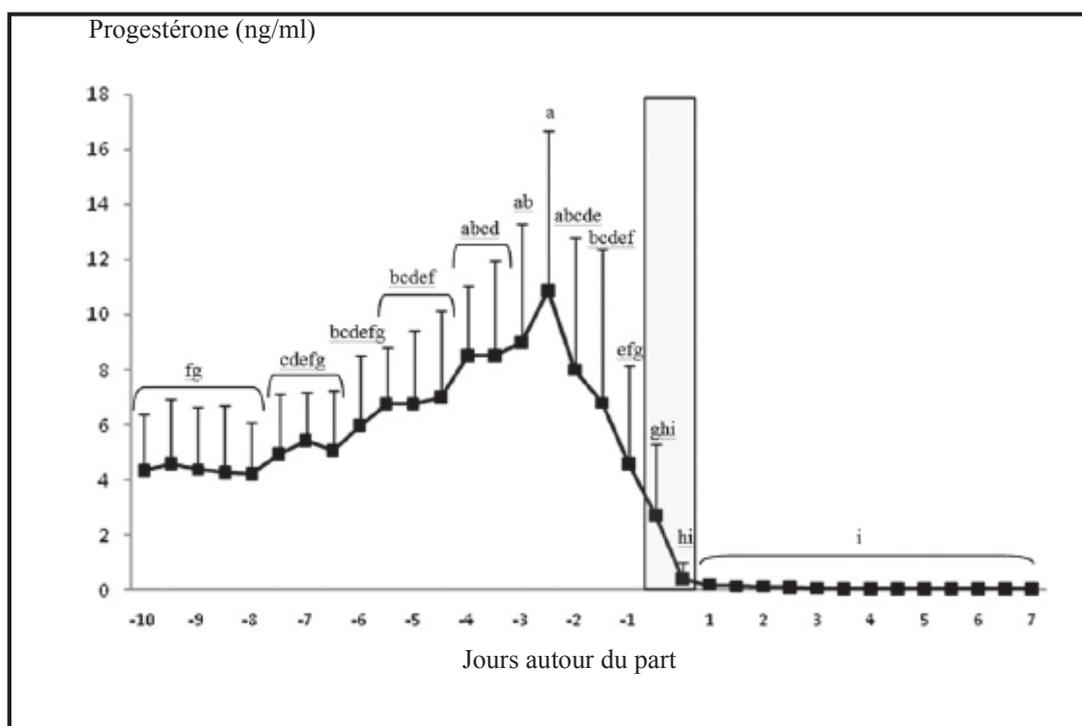


Figure 26 : Variation du taux plasmatique de progestérone mesuré chez 10 ânesses parturientes (Moy ± SD). (D'après Veronesi et al, 2011b).

Le taux de 17β -œstradiol en fin de gestation reste faible mais on observe chez l'ânesse une légère augmentation de son taux dans les 9 jours précédant le part suivi d'une chute de sa concentration la veille (figure 27).

Ce taux apparaît corrélé au taux de prostaglandines et l'augmentation de la concentration en 17β -œstradiol est responsable de la libération de celles-ci au niveau des tissus utéro-placentaires marquant le début des contractions du myomètre.

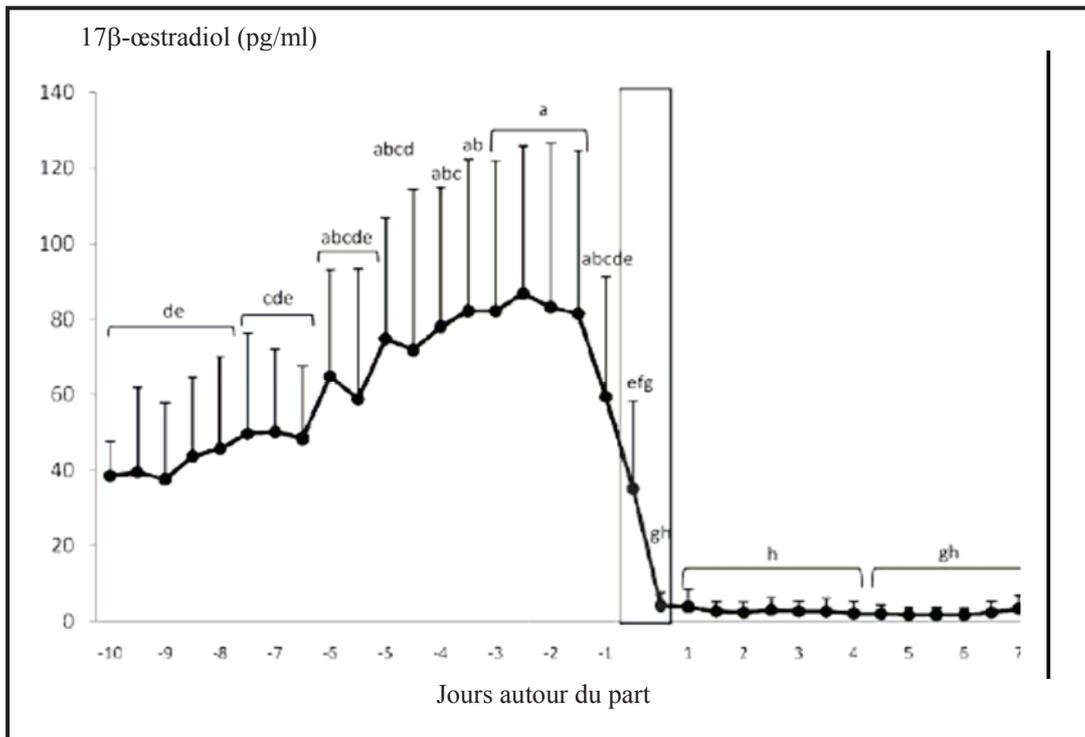


Figure 27 : Variation du taux plasmatique de 17β-œstradiol mesuré chez 10 ânesses parturientes (Moy ± SD). (D'après Veronesi et al, 2011b).

1.3.2. Prostaglandines et cortisol

◆ A l'approche du part, les glandes surrénales du fœtus s'hypertrophient et l'on observe une forte production de cortisol fœtal. Cette hormone intervient dans la maturation rapide du fœtus et dans la production d'œstrogènes (17β-œstradiol) et de prostaglandines par les tissus utéro-placentaires. Elle favorise :

- l'achèvement de la maturation pulmonaire
- la production de surfactant alvéolaire
- la synthèse du glycogène hépatique
- la maturation fonctionnelle des intestins
- l'activation de divers systèmes enzymatiques et notamment des enzymes placentaires de conversion de la progestérone en œstrogène. On retrouve ainsi l'action des œstrogènes, alors prépondérants, sur la production de prostaglandines.

Comme observé chez la jument, des taux relativement constants sont mesurés chez l'ânesse dans les 10 jours qui précèdent le part (figure 28). Un léger pic semblerait avoir lieu le jour du part mais n'apparaît pas comme statistiquement significatif.

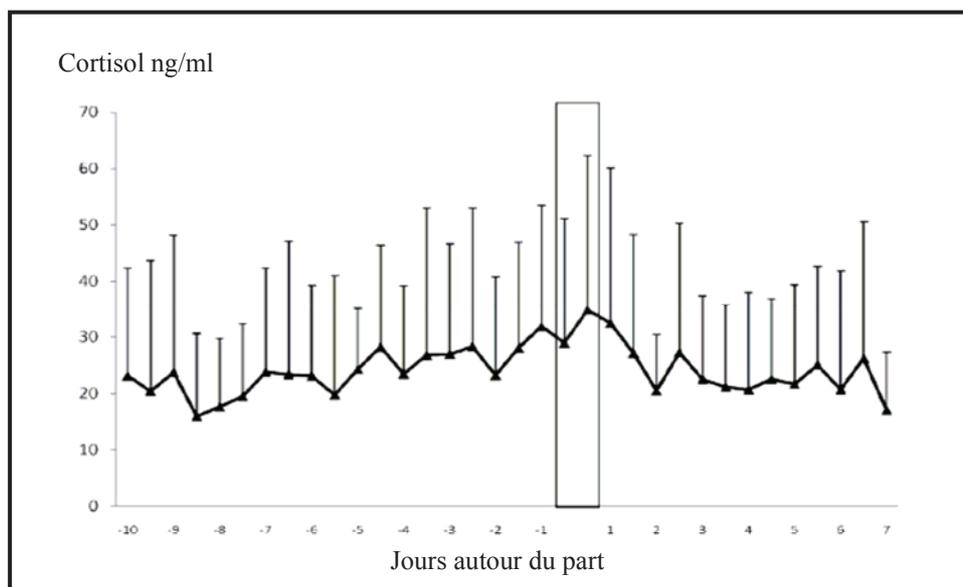


Figure 28 : Variation du taux plasmatique de cortisol mesuré chez 10 ânesses parturientes (Moy ± SD).
(D'après Veronesi et al, 2011b).

◆ Les prostaglandines ont pour origine la partie fœtale de l'endomètre et sont ensuite métabolisées par les tissus maternels utérins. Le principal et le plus stable métabolite des $PGF_{2\alpha}$ mesuré dans le sang est le 15-ketodihydro- $PGF_{2\alpha}$.

Leur action reste essentiellement la stimulation des contractions utérines mais elles interviennent également dans la maturation du col en diminuant sa concentration en collagène et en augmentant la synthèse d'acide hyaluronique.

De même que chez la jument, le taux plasmatique de prostaglandines reste élevé les jours précédant la mise bas avant de chuter immédiatement après le part (figure 29).

Dans cette étude, le profil de sécrétion ne montre pas de pic le jour du part comme chez la jument mais les auteurs n'excluent pas l'éventualité de ne pas l'avoir mis en évidence dans cette expérience. Les concentrations chutent après la mise bas à une valeur minimum de 400 pmol/l. D'autre part, il existe bien une corrélation positive entre les concentrations de prostaglandines et d'œstrogènes.

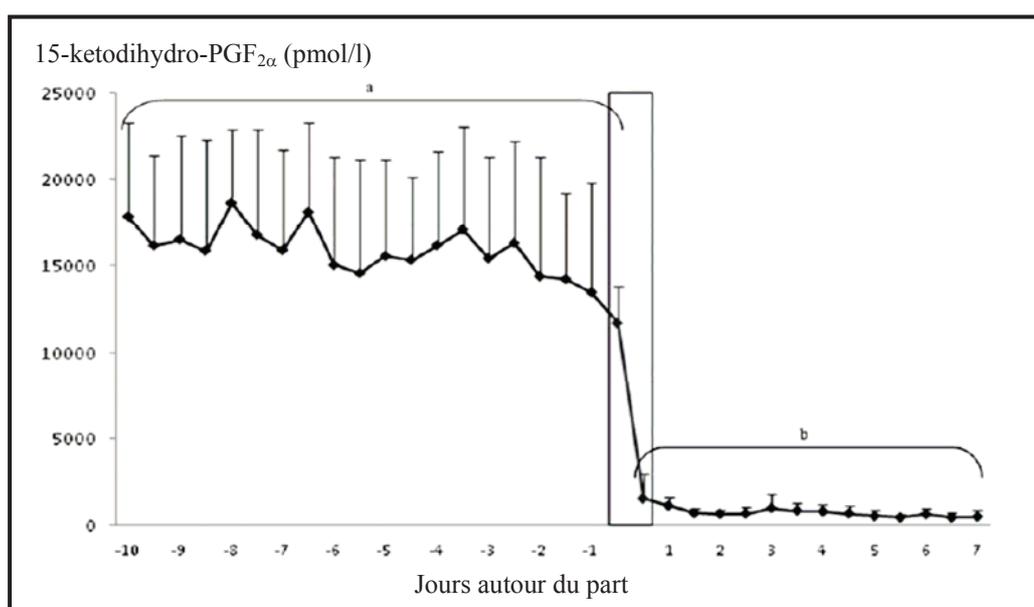


Figure 29 : Variation du taux plasmatique de 15-kétodihydro- $PGF_{2\alpha}$ mesuré chez 10 ânesses parturientes (Moy ± SD).
(D'après Veronesi et al, 2011b).

1.3.3. Relaxine et ocytocine

◆ La relaxine est sécrétée par le placenta à partir du 80^{ème} jour de gestation chez la jument. Aucune étude n'a mesuré la production de cette hormone chez l'ânesse. Néanmoins, elle aurait un rôle inhibiteur sur les contractions spontanées de l'utérus. Elle agirait également sur la maturation du col utérin.

◆ L'ocytocine est libérée par la post-hypophyse maternelle. L'augmentation de son taux plasmatique est corrélée à l'engagement du fœtus dans les voies pelviennes. Elle présente alors une action stimulante de l'activité du myomètre en augmentant la force et la fréquence des contractions utérines. Elle interviendrait également sur la production de relaxine (Leclair, 2001). Pashen (1980) teste avec succès l'utilisation de faibles doses d'ocytocine chez 4 ponettes et 1 ânesse afin d'induire la mise bas. L'administration par voie intraveineuse de 2,5 à 5 UI d'ocytocine induit une augmentation du taux sérique de prostaglandines et la mise bas intervient dans les 35 à 85 minutes suivant l'injection. Le moment d'intervention est déterminé par l'âge gestationnel, le développement des mamelles et la consistance des sécrétions mammaires.

Les mécanismes hormonaux intervenant au moment de la mise bas se calquent sur ce qui est connu chez la jument avec un profil de sécrétion de la progestérone et du 17 β -œstradiol néanmoins propre à l'ânesse.

2. PATHOLOGIE DU PART

Toute anomalie dans la durée des différents stades du part doit faire craindre une dystocie dont les causes restent nombreuses. Il faut également rappeler que les manipulations obstétricales sont très risquées chez l'ânesse du fait de la conformation du col de l'utérus qui est long et étroit ainsi que le canal pelvien. Les risques de lésions et de déchirures sont élevés. L'incidence de mises bas dystociques est difficile à évaluer mais la littérature admet qu'il atteint entre 1 et 4 % des mises bas chez les équidés. Les causes de dystocie sont liées soit à la mère, soit, et c'est le plus fréquent, au fœtus (Chauhan et al, 2013).

2.1. Dystocies liées au fœtus

2.1.1 Mauvaise présentation

Le fœtus équin apparaît physiologiquement en présentation antérieure au moment de la mise bas et adopte cette posture avant le 9^{ème} mois de gestation chez la jument, ne pouvant plus se tourner dans l'utérus du fait de sa taille au-delà de cette période. Il se révèle que l'ânon peut, lui, changer de présentation jusqu'au 11^{ème} mois. Le fœtus peut ensuite tourner sur lui-même pour se présenter dans différentes positions (Crisci et al, 2014). Une mise bas est considérée comme dystocique lorsque l'ânon se présente en position dorso-iliaque ou dorso-pubienne, la position physiologique étant dorso-sacrée.

Une anomalie est suspectée lorsque l'ânon n'est pas visible au bout de 20 minutes d'efforts de la mère ou lorsqu'une partie seulement de celui-ci apparaît.

◆ Malposition en présentation antérieure : l'ânon présente une flexion de l'encolure, soit latéralement, soit ventralement ou, plus rarement, dorsalement. La flexion peut également concerner les membres antérieurs, ceux-ci étant fléchis au niveau des carpes, des coudes ou de l'épaule. D'autre part, les membres antérieurs peuvent apparaître croisés au dessus de la tête, position particulièrement risquée car il existe alors un risque de perforation du rectum lors des efforts expulsifs. Enfin, il arrive que les membres postérieurs se présentent en même temps

que la tête (position en "chien assis"). L'animal meurt rapidement par anoxie, le cordon ombilical étant écrasé alors que l'ânon reste coincé.

◆ Malposition en présentation postérieure : les dystocies sont alors dues à des flexions des hanches et/ou des jarrets, le cas extrême montrant un animal se présentant par les ischions (présentation par le siège).

◆ Malposition en présentation transverse : liée à un développement anormal du fœtus au sein de l'utérus, l'ânon se présente dorsalement ou ventralement. L'animal ne peut s'engager dans la filière pelvienne et aucune mise bas spontanée n'est envisageable. Ces cas de dystocie sont extrêmement rares.

◆ Gémellité : un enchevêtrement des membres des ânon à la naissance rend la mise bas impossible sans assistance.

2.1.2. Anomalies fœtales

Rares chez les équidés, il faut néanmoins évoquer des cas de malformations congénitales, surtout présentes chez les ânes miniatures. Les dystocies sont observées lors des avortements de fœtus anormaux.

Chez l'âne, il est décrit un cas de naissance d'un cœlosomien (*Shistosoma reflexus* ; Dubbin, 1990).

Sont également décrits des cas d'hydrocéphalie, de gigantisme ou de contracture des tendons. Les dystocies sont plus fréquentes lorsqu'il s'agit de mise bas d'hybrides. Malgré tout, ces anomalies restent rares.

Enfin, on constate également des anomalies de production de liquide dans les annexes fœtales, l'hydropisie allantoïdienne étant plus courante que l'hydropisie amniotique. Les femelles arrivent rarement à terme, présentent des difficultés respiratoires et la mise bas est compliquée par une atonie utérine et des contractions abdominales de faible intensité. Les nouveau-nés sont la plupart du temps anormaux.

2.2. Dystocies liées à l'ânesse

Les risques de dystocie varient selon l'état physiologique et la race de la parturiente. Ainsi, ces risques sont plus élevés chez les ânes miniatures du fait de la forme bombée de leur front (Aronoff, 2010). De façon similaire, le risque de dystocie est plus élevé chez une parturiente obèse ou âgée.

Les dystocies liées à l'ânesse correspondent également à des cas d'atonie de l'utérus ou de torsion. Ce dernier phénomène reste rare chez les équidés du fait de la conformation de leur appareil génital.

◆ Atonie utérine : se rencontre chez des animaux faibles, présentant un déséquilibre métabolique ou une maladie systémique. Les conséquences sont, d'une part, une mauvaise présentation du fœtus qui n'a pu effectuer sa rotation au sein de l'utérus (Chauhan et al, 2013), d'autre part, un arrêt du processus de mise bas, le nouveau-né ne pouvant s'engager dans la filière pelvienne (Leclair, 2001). Une assistance externe est alors indispensable.

◆ Torsion utérine : elle peut être consécutive à un manque de tonus de l'utérus, un abdomen large et profond, à des mouvements fœtaux très vigoureux, à une chute de la mère, à une taille importante du fœtus ou à une diminution du volume des liquides fœtaux (Leclair, 2001). Malgré tout, elle est relativement rare du fait de l'insertion des ligaments larges qui soutiennent l'utérus. Le principal signe clinique correspond à un état de colique sourde qui ne se résorbe pas après traitement. La torsion concerne rarement le col et le vagin mais intervient plutôt plus crânialement. Les conséquences sont variables selon le degré de torsion jusqu'à la rupture de l'utérus.

◆ La saillie de la vessie suite à une rupture de la paroi vaginale ou à un prolapsus vésical à travers l'urètre constitue également une complication du part.

◆ La rupture du tendon prépubien chez la mère complique la mise bas, les contractions abdominales présentes normalement dans la seconde phase du part étant impossibles.

2.3. Non rupture des membranes fœtales à la naissance

Souvent, la tête et les membres antérieurs de l'ânon sont visibles au niveau de la vulve avant que la poche amniotique ne soit rompue. L'avancée de l'animal dans la filière pelvienne doit favoriser la déchirure de cette poche. Si celle-ci ne se rompt pas, l'animal souffre d'anoxie. Il est donc essentiel de dégager les voies respiratoires du nouveau-né en déchirant cette enveloppe et en essuyant le mucus resté présent au niveau des naseaux.

D'autre part, lors de décollement placentaire prématuré avant le deuxième stade de la mise bas, l'ânon ne peut s'engager dans la filière pelvienne. L'allanto-chorion qui aurait dû se rompre au niveau du col, fait saillie entre les lèvres vulvaires. Il apparaît épaissi et œdémateux. Le fœtus se trouve alors en hypoxie suite à la diminution de surface de contact entre le placenta et l'endomètre et sa survie est compromise.

Le risque dystocique demeure difficilement évaluable chez l'ânesse du fait de son mode d'élevage. Néanmoins, les difficultés rencontrées chez la jument sont également observées chez l'ânesse et les races miniatures restent particulièrement exposées.

3. POST-PARTUM

Cette phase comprend les premiers soins à apporter au nouveau-né et à la mère. Les relations qui s'instaurent entre les individus durant cette période sont capitales pour le nouveau-né.

3.1. Soins au nouveau-né

Il reste important de ne pas perturber les premiers contacts entre la mère et l'ânon. Après la mise bas, l'ânesse se lève, ce qui a pour effet de rompre le cordon ombilical et lèche le nouveau-né, ce qui a pour effet de le sécher.

La mère peut être agressive durant cette phase car elle protège son ânon. Ce dernier reste en position sternale durant 5 à 10 minutes après la mise bas puis effectue des tentatives pour se lever. Il cherche les mamelles au bout de 50 à 90 minutes (Chabchoub et al, 2007a).

Certains éleveurs préfèrent rester présents durant cette phase, les manipulations ultérieures de l'ânon étant facilitées par ce premier contact.

3.1.1. Premiers soins

Un âne à la naissance pèse entre 5 et 15 kg pour des races moyennes et jusqu'à 40 kg dans les grandes races (type baudet du Poitou), sans différence entre les mâles et les femelles (Chabchoub et al, 2007a). Ses paramètres vitaux sont une température rectale comprise entre 37,5 et 38,5°C, une fréquence cardiaque élevée au cours des premières heures (80 à 120 battements/minute) et une fréquence respiratoire de 60 à 80 mouvements/minute la première heure et qui chute à 30, voire 40 mouvements/minute au bout de 12 heures (Chabchoub et al, 2007a).

Les premiers soins à apporter sont la désinfection du cordon ombilical toutes les 4 à 6 heures au cours des 18 premières heures, à l'aide d'une solution de chlorexidine à 0,5 % ou de povidone iodine à 2 %.

Il doit être vérifié qu'il n'apparaît pas de rétention de méconium, source de fortes douleurs abdominales et que l'urine s'évacue bien par le méat urinaire (et non par le cordon, signe de persistance du canal de l'ouraqué).

Un sérum anti-tétanique et un sérum trivalent peuvent être administrés préventivement. Selon le statut vaccinal de la mère, on pourra envisager une vaccination tétanos/grippe à partir de l'âge de 12 semaines. La vermifugation de l'ânon peut intervenir à partir de l'âge de 6 semaines (Chabchoub et al, 2007a).

3.1.2. Importance des conditions de mise bas

L'ânon reste très sensible aux conditions climatiques et particulièrement sensible à l'humidité. Contrairement aux apparences, son pelage à la naissance ne le protège pas totalement du risque d'hypothermie. Pour cela, on doit s'assurer que le nouveau-né puisse être séché rapidement et puisse être mis à l'abri des intempéries durant au moins les 15 voire 30 premiers jours de vie (Aronoff, 2010). Les pneumonies sont fréquentes et graves chez l'ânon et ce jusqu'à son changement de poil qui intervient entre 8 et 18 mois (Chabchoub et al, 2007a).

Lors de mise bas dans les conditions d'élevage avec mise en box et surveillance, il est important de prévoir une litière adaptée en évitant d'utiliser des copeaux de bois, néfastes car pouvant s'introduire dans les yeux ou les naseaux. Une litière paillée reste idéale. Lors de mise bas en extérieur, la présence de trous, fossés ou plans d'eau sont autant de pièges pour l'ânon.

Dans les conditions sauvages, le principal risque pour les ânon semble résider dans la présence de prédateurs.

3.1.3. Importance des relations mère-foal

La relation qui s'instaure entre la mère et le nouveau-né à la naissance commence par le léchage du petit, éliminant les restes de liquides et ayant une action de séchage. L'astuce des éleveurs devant une femelle réticente étant de répandre du sel sur l'ânon ce qui incitera la mère à lécher son petit.

Une séparation des deux individus induit un risque important d'anorexie et de dépérissement de la part du nouveau-né.

3.1.4. Importance de la prise du colostrum

Le colostrum a un rôle nutritif et un effet laxatif chez le nouveau-né. Mais avant tout, la prise de colostrum dans les premières heures suivant la mise bas assure la protection du nouveau-né contre d'éventuelles infections par l'ingestion d'anticorps produits par la mère. La première prise de colostrum intervient 1 à 2 heures après la naissance ($99,6 \pm 11,5$ minutes d'après l'étude de Veronesi et al, 2014). Les ânon n'ont un système immunitaire comparable à celui des adultes qu'à l'âge de 6 à 9 mois (Chabchoub et al, 2006).

Dans les sécrétions mammaires, les concentrations en IgG sont les plus élevées les jours précédant le part (75 mg/ml au 5ème jour avant parturition) puis décroissent après la mise bas (16,3 mg/ml 12 heures après parturition). Ce profil de sécrétion se retrouve également chez la jument. Les IgG ainsi absorbées par le nouveau-né ne sont pas dégradées dans l'estomac et passent dans l'intestin pour ensuite gagner le système lymphatique.

Les concentrations mesurées dans le sérum de l'ânon augmentent dans les heures suivant la naissance et atteignent un taux moyen en IgG supérieur à 4 mg/ml, inférieur de moitié au taux circulant chez la mère. Chez la jument, on estime que le transfert d'immunité est bon lorsque l'on observe des concentrations en IgG supérieures à 8 mg/ml dans les 24 à 48 heures suivant le part. Ce transfert est moyen pour des valeurs allant de 4 à 8 mg/ml et mauvais pour des valeurs inférieures à 4 mg/ml (Veronesi et al, 2014). Dans cette étude, les

taux mesurés sont inférieurs à ces valeurs mais les ânonnes n'ont montré aucun signe de complications ni de retard de croissance (figure 30).

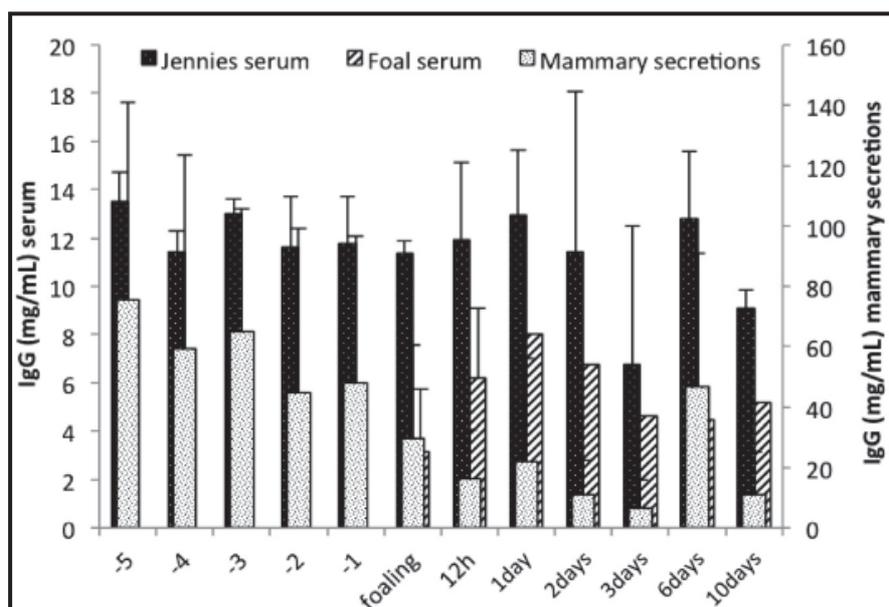


Figure 30 : Concentrations en IgG mesurées dans le sérum maternel, dans le sérum du nouveau-né et dans les sécrétions mammaires du 5ème jour avant le part au 10ème jour post-partum chez 10 ânesses et ânonnes de race Martina Franca (Moy ± SD). (D'après Veronesi et al, 2014).

En ce qui concerne les IgA, contrairement à la jument chez qui les concentrations en IgA sont peu élevées dans le colostrum puis augmentent légèrement dans le lait, leur taux dans le colostrum de l'ânesse est plus important que dans le lait sur les premiers jours de lactation. Les profils de sécrétion d'IgA dans le sérum des nouveau-nés montrent comme pour les IgG une augmentation juste après la naissance (1,2 mg/ml 12 heures après le part) ce qui confirme leur rôle dans l'obtention d'une immunité immédiate couvrant les premières heures de vie (figure 31).

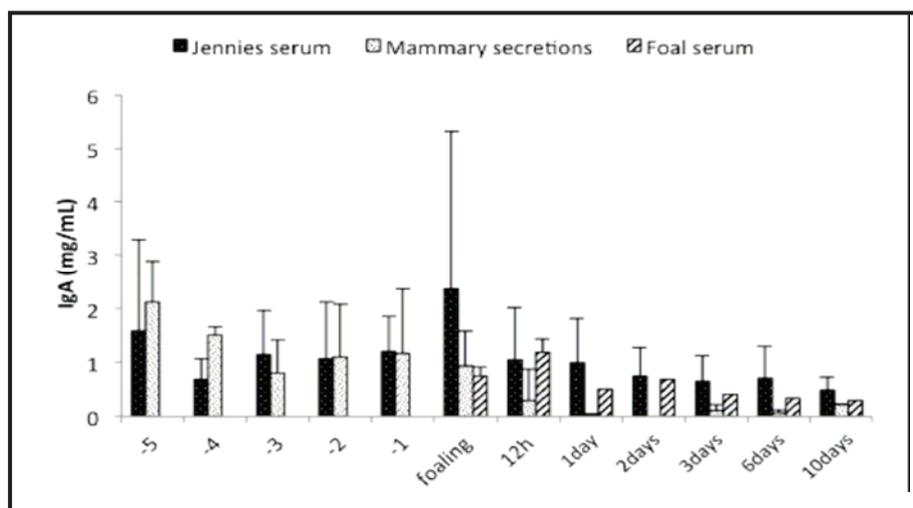


Figure 31 : Concentrations en IgA mesurées dans le sérum maternel, dans le sérum du nouveau-né et dans les sécrétions mammaires du 5ème jour avant le part au 10ème jour post-partum chez 10 ânesses et ânonnes de race Martina Franca (Moy ± SD). (D'après Veronesi et al, 2014).

3.2. Pathologie de l'ânon

3.2.1. Prématurité

La grande variabilité de la durée de gestation chez l'ânesse rend difficile l'appréciation de la mise bas d'un animal prématuré. Malgré tout, ces nouveau-nés doivent bénéficier d'une attention particulière. Les signes principaux de prématurité sont :

- ◆ Un poids à la naissance inférieur à la normale avec un animal faible
- ◆ Une réduction du réflexe de succion
- ◆ Une difficulté à se lever après la mise bas
- ◆ Une incapacité à maintenir une température corporelle normale
- ◆ Une difficulté à mettre en place une relation proche avec la mère
- ◆ Des oreilles portées basses et vers l'arrière.

3.2.2. Hypothermie

L'hypothermie est souvent associée aux conditions climatiques de mise bas. Le nouveau-né craignant les temps humides, la structure de son poil étant telle qu'il reste imbibé d'eau et participe au refroidissement de l'animal. Les conséquences en sont une grande sensibilité aux affections respiratoires incluant bronchites et pneumonies (Chabchoub et al, 2007a).

3.2.3. Rétention du méconium

La rétention du méconium peut être fatale à l'ânon et provoque de fortes douleurs abdominales, signes d'un syndrome occlusif. L'absorption du colostrum ayant un rôle laxatif apparaît alors particulièrement importante (Chabchoub et al, 2007a).

3.2.4. Ictère hémolytique néonatal

L'ictère (ou anémie) hémolytique du nouveau-né s'observe suite à l'absorption via le colostrum d'hémagglutinines et d'hémolysines maternelles dirigées contre les hématies de l'ânon. En effet, durant la gestation et à l'occasion de blessure du placenta, des hématies ou parties d'hématies ou glucoprotéines membranaires d'hématies fœtales passent dans la circulation maternelle entraînant la production d'anticorps dirigés contre ces hématies fœtales. Ces anticorps ne traversent pas la barrière fœtale durant la gestation mais sont excrétées via le colostrum. La présence de ses structures chez le nouveau-né provoque une hémagglutination et une hémolyse intravasculaire. L'ictère est dû à la grande quantité de bilirubine mise alors en circulation (Wintzer, 1989).

L'évolution chez l'ânon est dépendante de la quantité d'anticorps absorbés par unité de temps. On observe alors des évolutions suraiguës, aiguës ou subaiguës.

◆ Evolution suraiguë : l'hémolyse intravasculaire massive entraîne la mort de l'animal dans les 36 heures suivant la naissance. Le signe clinique observable est une coloration brun-rouge de l'urine.

◆ Evolution aiguë : l'hémolyse est moins rapide mais l'animal devient faible et apathique, refusant de téter. L'ictère des muqueuses ainsi que l'accélération de la respiration et du rythme cardiaque sont des signes cliniques évocateurs. Les urines plus difficilement observables, sont de couleur brun-rouge. Les organes internes présentent une dégénérescence et le pronostic reste très réservé.

◆ Evolution subaiguë : L'évolution plus lente montre des animaux anémiés et se fatigant rapidement lorsqu'ils têtent ou se déplacent. L'ictère n'est alors pas forcément mis en évidence, une pâleur des muqueuses étant prédominante avec une accélération du rythme respiratoire et cardiaque. Il s'en suit une déshydratation et un amaigrissement des animaux.

3.2.5. Anomalies congénitales

Les anomalies congénitales concernent essentiellement la tête et la mâchoire. Les cas les plus répandus correspondent à des langues bifides et des mandibules fendues. La chirurgie reste alors la seule solution, les animaux n'arrivant pas à téter correctement (Chabchoub et al, 2007a).

Chez les ânes miniatures, la forme du front bombé est une anomalie souvent présente ayant des conséquences pathologiques lors de la mise bas.

3.3. Pathologie de la mère

Les complications liées à la naissance sont nombreuses et regroupent essentiellement les hémorragies post-partum, les déchirures vaginales et utérines, les rétentions placentaires, les métrites et la pathologie mammaire. Des syndromes plus généraux tels que hyperlipémie et coliques sont également observés (Knoerr, 2010).

3.3.1. Hémorragies post-partum

Les hémorragies post-partum représentent les causes les plus fréquentes de mortalité des mères au moment de la mise bas. L'âge et les gestations multiples sont des facteurs aggravants, les parois vaginales et utérines devenant plus fragiles. L'obésité augmente également ce risque (Beele, 2005). En fin de gestation, les vaisseaux sanguins, utérins et vaginaux, sont de gros diamètre et les contraintes physiques lors de la mise bas ou l'intervention d'un manipulateur sont autant de risques de rupture d'un de ces vaisseaux. L'hémorragie s'avère d'emblée très importante et une intervention rapide est nécessaire.

3.3.2. Déchirures vaginales et utérines

Nous avons déjà mis en évidence les risques accrus de déchirures vaginales chez l'ânesse de par la configuration de cette structure dans cette espèce. S'ajoute à ce risque celui de déchirures utérines lors de la mise bas.

Les lésions apparaissent plus ou moins graves selon leur localisation (vaginale ou utérine) et selon leur profondeur. Les déchirures utérines sont difficiles à mettre en évidence et seront à suspecter lors de manifestations de douleurs digestives par exemple.

Les conséquences sur les gestations futures sont importantes avec un risque d'infertilité chez la mère lié aux adhérences.

3.3.3. Prolapsus utérin

Le prolapsus utérin est décrit chez la jument mais reste rare du fait de l'anatomie et des moyens de fixation de l'appareil génital dans cette espèce (Leclair, 2001).

Néanmoins, un cas est décrit chez une ânesse de 8 ans, suite à la mise bas de son troisième ânon. Le prolapsus concerne alors seulement la corne gravide et est survenu juste après la mise bas. L'ânesse est alors bouclée après lavage et remise en place de l'utérus. Les épingles sont enlevées au bout de 24 h et aucune récurrence n'est observée (Bizeau, observation personnelle).

3.3.4. Rétentions placentaires et métrites

Les rétentions placentaires sont rares chez l'ânesse, néanmoins, la configuration du col de l'utérus la prédispose au développement d'une métrite ou d'un pyomètre (Chabchoub et al, 2006).

L'expulsion du placenta intervient généralement dans la demi heure suivant la mise bas. Une intervention reste malgré tout nécessaire en cas de non délivrance au bout de 6 à 8 heures. Il est alors important de vérifier que l'intégralité du placenta est bien extraite sous peine de provoquer une infection utérine.

Le col de l'utérus plus long que chez la jument et faisant protrusion au niveau du vagin augmente le risque de métrite ou de pyomètre post-partum. Le drainage de l'utérus ne s'effectue pas correctement du fait de ces particularités morphologiques. Les métrites peuvent évoluer de façon chronique, entraînant une infertilité de l'ânesse mais dans les cas plus sévères, la complication sous forme de pyomètre est observée pouvant entraîner un choc endotoxinique.

3.3.5. Pathologie de la mamelle

Rares chez les équidés, les affections mammaires ont des conséquences importantes sur le développement du nouveau-né et l'état général de la mère. On retrouve ici des insuffisances de développement de cet organe, un défaut de sécrétion ou une absence d'excrétion. Ces affections peuvent avoir une origine congénitale mais peuvent également faire suite à un déséquilibre hormonal, une sous-alimentation, une infection ou tout autre état fébrile.

Un allaitement par biberon peut être mis en place lors d'impossibilité de téter. Les modèles de biberons pour agneaux sont adaptés à l'ânon qui doit recevoir 80 ml/kg/j de lait en prises réparties toutes les deux heures. A l'âge d'une semaine, 3 à 5 biberons sont administrés par jour et un aliment solide peut être introduit.

Le lait maternel peut être remplacé par du lait de chèvre ou bien par un mélange de 3/4 lait de vache + 1/4 d'eau + une cuillère à soupe de sucre (Chabchoub et al, 2007a).

3.3.6. Coliques

Les coliques sont fréquentes chez les ânesses en post-partum (Knoerr, 2010). Malheureusement, les individus expriment très tardivement des signes cliniques de pathologie digestive. Une surveillance attentive de la mère reste donc essentielle alors que l'on se focalise souvent plus facilement sur le nouveau-né.

3.3.7. Hyperlipémie

Les ânes de façon générale sont particulièrement exposés à l'apparition d'un syndrome hyperlipémique. Celui-ci peut être consécutif à une pathologie générale induisant un arrêt de l'alimentation (pathologie respiratoire, digestive par exemple) mais aussi, à un stress lié à un changement environnemental ou social. L'état gestationnel, du fait des modifications hormonales (taux de progestérone et d'oestrogènes), modifie le métabolisme lipidique et augmente le risque d'hyperlipémie chez la femelle en péri-partum (Forhead et al, 1994). Ce facteur est aggravé chez les d'individus obèses.

L'hyperlipémie se traduit par une mobilisation massive des graisses de réserve qui s'accumulent dans le sang et le foie et détériorent les fonctions du pancréas, des reins et du cœur. La toxémie qui en résulte est souvent fatale. L'insensibilité à l'insuline chez l'âne est un facteur prédisposant à cette pathologie (Svendsen, 2000).

Les signes cliniques sont non spécifiques, on observe un changement de comportement avec une inappétence, une apathie, la température restant normale. Les crottins

sont en faible quantité, secs, durs et recouverts d'un mucus fétide. En phase terminale, des symptômes nerveux (convulsions) apparaissent.

La mortalité chez l'âne est très élevée, de 60 à 95 %. Une concentration sanguine en triglycérides supérieure à 30 $\mu\text{mol/l}$ et/ou une atteinte sévère de la fonction hépatique ou rénale sont des éléments associés à un pronostic sombre (Svendsen, 2000). Un rétablissement rapide de l'équilibre métabolique (apport de glucose) et le maintien de la fonction gastro-intestinale constituent les premiers traitements.

3.4. Involution utérine et retour en chaleur

3.4.1. Involution utérine

Les données connues rejoignent celles observées chez la jument. Ainsi, l'involution utérine, c'est à dire le temps nécessaire pour que l'utérus reprenne son volume initial, est assez rapide. Des suivis échographiques effectués sur un effectif de 9 ânesses parturientes indiquent que l'involution utérine s'échelonne entre 18 et 27 jours post-partum avec une moyenne à $22,5 \pm 1,7$ (Dadarwal et al, 2004).

Des écoulements vaginaux sont présents jusqu'au 7ème jour post-partum et du liquide utérin peut être décelé par échographie jusqu'au 18ème jour post-partum (Tibary et al, 2006).

3.4.2. Œstrus et ovulation post-partum

Les femelles reviennent en chaleur 1 semaine après la mise bas. Ces chaleurs sont néanmoins discrètes avec un comportement d'œstrus peu prononcé.

L'examen échographique des ovaires dans les heures suivant la parturition (8 à 24 h) montre plusieurs follicules de 10 à 15 mm de diamètre. Au moins un follicule atteint la taille de 25 mm de diamètre entre le 5ème et le 12ème jour post-partum (moyenne $8,0 \pm 1,2$ jours).

La première ovulation est détectée entre le 13ème et le 17ème jour post-partum (tableau 27). Sur l'effectif de 6 femelles de l'étude de Dadarwal et al (2004), une seule ânesse a présenté un anœstrus, le follicule dominant ayant dégénéré. Les autres ont ovulé normalement. Les hypothèse d'un anœstrus post-partum lié à la présence du foal sous la mère et/ou des conditions environnementales restent à prouver chez l'ânesse. Il est beaucoup moins observé que chez la jument.

Tableau 27 : Caractéristiques des œstrus post-partum chez l'ânesse.

Etude	% chaleurs post-partum détectées	1er jour œstrus post-partum	Durée 1er œstrus post-partum	Durée 2ème œstrus post-partum	Jour 1ère ovulation post-partum
Dadarwal et al, 2004	33,3 %	J+5 à J+12			14,6 \pm 0,8
Galisteo et al, 2010	53,8%		4,7 \pm 1,7	5,7 \pm 2,2	13,2 \pm 2,3
Tosi et al, 2013		7,6 \pm 2,1	7,0 \pm 0,1	6,1 \pm 0,6	13,1 \pm 2,2

On retrouve des caractéristiques correspondant à des œstrus classiques avec une croissance folliculaire similaire (tableau 28).

D'autre part, Dadarwal et al (2004) mettent en évidence les relations entre l'involution utérine et la précocité de la première ovulation. Ainsi, une ânesse qui présente une première ovulation précoce, connaîtra une involution utérine plus longue. Ces données sont à mettre en perspective avec les taux de gestation obtenus sur les chaleurs post-partum.

Tableau 28 : Taille du follicule le jour précédent l'ovulation chez l'ânesse.

Etude	Race	Taille du follicule lors du 1er œstrus postpartum	Taille du follicule lors du 2ème œstrus postpartum
Dadarwal et al, 2004	Ane français	41,3±1,3 mm	41,1±0,2 mm
Tosi et al, 2013	Martina Franca	44±0,3 mm	45±0,2 mm

3.4.3. Performance des chaleurs post-partum

L'étude de Tosi et al (2013) met en évidence une corrélation entre le taux de gestation suite à la première ovulation post-partum et la précocité de ces chaleurs. Ainsi, ce taux est supérieur à 80 % chez les individus dont les premières chaleurs interviennent plus d'une semaine après le part. Ce taux descend à moins de 50 % chez les femelles présentant des chaleurs post-partum précoces. L'hypothèse d'une influence de l'involution utérine est à prendre en considération (tableau 29).

Selon cette même étude, l'âge des animaux apparaît comme un facteur important. Ainsi le taux de gestation sur la première ovulation post-partum passe de 80 à 60 % pour des individus respectivement de moins à plus de six ans, à 50 % pour des individus de 14 à 16 ans.

Enfin, ce taux peut être influencé par la saison avec des valeurs allant de 68 % au printemps et en été, à 61 % à l'automne et en hiver (valeurs obtenues sur un élevage d'ânes de race Martina Franca à Teramo, Italie). Encore une fois, la photopériode et les conditions de température sont à prendre en compte.

Tableau 29 : Taux de gestation suite au 1er et au 2ème œstrus post-partum chez l'ânesse.

Etude	Taux de gestation suite au 1er œstrus post-partum	Taux de gestation suite au 2ème œstrus post-partum
Galisteo et al, 2010	40,5 %	65,8 %
Tosi et al, 2013	65,4 %	70,6 %

Les risques liés au post-partum sont très nombreux et, chez l'ânesse, une attention toute particulière doit être donnée à l'acceptation du nouveau-né par sa mère. L'ânon, contrairement aux apparences doit être protégé du froid et de l'humidité et toute anomalie comportementale doit faire l'objet d'une attention particulière. On notera que la détection d'une naissance prématurée chez l'âne se révèle difficile du fait de la durée parfois excessive de la gestation normale chez certains individus. D'autre part, la femelle est sensible aux infections utérines et au risque d'hyperlipémie post-partum souvent fatal. Les probabilités d'obtenir des gestations suite aux chaleurs de lait sont augmentées chez des animaux jeunes et varient selon la saison.

TROISIEME PARTIE : LES HYBRIDES

L'espèce asine appartient à la famille des Equidae, rassemblant 7 autres espèces et dont le croisement donne des hybrides interspécifiques. Les plus connus et les plus représentés sont évidemment la mule et le bardot, fruits du croisement des espèces *Equus asinus* et *Equus caballus*. La production de ces hybrides interspécifiques présente un intérêt économique mais aussi scientifique, et l'étude de leur production a permis de mettre en évidence certains mécanismes physiologiques de la gestation des équidés.

I. DES ESPECES INTERFECONDES

1. LES DIFFERENTES ESPECES D'EQUIDES

Plusieurs espèces sont répertoriées dans la famille des équidés, dont 2 espèces typées cheval (*Equus caballus* ou cheval domestique et *Equus przewalskii* ou cheval de Przewalski), 2 espèces typées âne (*Equus asinus* ou âne sauvage et *Equus hemionus* ou hémione) et 4 espèces typées zèbre (*Equus grevyi* ou zèbre de grevi, *Equus burchelli* ou zèbre commun, *Equus zebra* ou zèbre des montagnes et *Equus quagga* ou quagga ; tableau 30).

Tableau 30 : Espèces et sous-espèces appartenant à la famille des équidés.

<i>Equus caballus</i>	Cheval domestique	très répandu nombreuses races connues
<i>Equus przewalskii</i>	<u>Cheval de Przewalski</u>	Peu d'individus (parcs zoologiques) programmes de réintroduction
<i>Equus asinus</i> : <i>Equus asinus africanus</i> <i>Equus asinus somalicus</i> <i>Equus asinus asinus</i> <i>Equus asinus atlanticus</i> <i>Equus asinus taeniopus</i>	<u>Ane sauvage</u> Ane sauvage africain Ane sauvage de somalie Ane commun domestique Ane sauvage d'Algérie Ane sauvage abyssin	très répandu
<i>Equus hemionus</i> : <i>Equus hemionus hemionus</i> <i>Equus hemionus hemippus</i> <i>Equus hemionuskhur</i> <i>Equus hemionus kiang</i> <i>Equus hemionus onager</i>	<u>Hémione ou âne sauvage d'Asie</u> Ane sauvage de Mongolie Ane sauvage de Syrie Ane sauvage indien Ane sauvage du Tibet Ane sauvage de Perse ou onagre de Perse	L'âne le plus répandu est l'onagre de Perse
<i>Equus grevyi</i>	<u>Zèbre de Grévi</u>	Petits troupeaux Ethiopie et nord-Est du Kenya
<i>Equus burchelli</i> : <i>Equus burchelli burchelli</i> <i>Equus burchelli antiquorum</i> <i>Equus burchelli boehmi</i>	<u>Zèbre des plaines ou zèbre commun</u> Zèbre de Burchell Zèbre de Chapman Zèbre de Grant	Présent dans l'Est Africain de l'Ethiopie jusqu'au Cap
<i>Equus zebra</i> : <i>Equus zebra hartmannae</i> <i>Equus zebra zebra</i>	<u>Zèbre des montagnes</u> Zèbre des montagnes de Hartmann Zèbre des montagnes	Sud-Ouest Africain Sous-espèce décimée, quelques individus en parcs zoologiques
<i>Equus quagga</i>	Quagga	Espèce décimée

Ces espèces sont très différentes morphologiquement mais aussi génétiquement. L'intérêt de croisements interspécifiques réside dans la capacité d'exploiter les caractéristiques de chacune de ces espèces pour obtenir des individus répondant à un besoin d'exploitation.

2. CROISEMENTS INTERSPECIFIQUES

Parmi les croisements possibles, on retiendra essentiellement la production d'hybrides issus du croisement âne-cheval qui reste le plus courant et le plus exploité. Néanmoins, presque toutes ces espèces semblent capables de produire des hybrides entre elles (tableau 31).

Ces croisements sont réciproques. Une femelle d'une espèce pourra être croisée avec le mâle d'une autre espèce et inversement.

Tableau 31 : Principaux hybrides d'Equidés.

Espèce maternelle	Espèce paternelle	Hybride		Utilisation
		Mâle	Femelle	
<i>Equus asinus</i> (ânesse)	<i>Equus caballus</i> (étalon)	Bardot	Bardine ou Bardote	Animal intermédiaire entre les 2 parents mais de phénotype "cheval". Animal de bât et de travail Afrique du nord/Espagne/Sicile/ France
<i>Equus caballus</i> (jument)	<i>Equus asinus</i> (âne)	Mulet	Mule	Animal de taille intermédiaire entre les 2 parents mais de phénotype "âne". Animal de bât et d'attelage. très répandu et très ancien
<i>Equus asinus</i> (ânesse)	<i>Equus burchelli</i> (zèbre de Burchell)	Zebronkey		Animal intermédiaire entre les 2 parents. Utilisé comme animal de bât au Kenya
<i>Equus caballus</i> (jument)	<i>Equus zebra</i> (zèbre)	Zorse		Animal de taille avoisinant celle du cheval et présentant des rayures variables Animal d'agrément répandu aux Etats-Unis
<i>Equus caballus</i> (jument)	<i>Equus grevyi</i> (zèbre de Grévi)	Zeborse		Animal intermédiaire entre les 2 parents, doux et résistant aux fortes chaleurs. Animal de travail

L'utilisation d'*Equus caballus* apporte à l'hybride force et taille. L'utilisation d'*Equus asinus* apporte à l'hybride robustesse, rusticité et placidité. L'utilisation d'*Equus zebra*, *Burchelli* ou *Grevyi* apporte force et résistance à la chaleur. Malgré tout, le caractère nerveux et sauvage du zèbre ressort souvent chez ces hybrides.

En France, la production de mules est très ancienne et décrite depuis l'Antiquité. Plus récemment, son élevage s'est concentré dans les Pyrénées, le Dauphiné, les Cévennes et surtout en Poitou. La mule du Poitou, fruit du croisement d'un baudet du Poitou et d'une jument de trait poitevin, reste la production la plus représentée en France (Metz, 2001). En effet, les espèces parentales étant toujours identiques, les caractéristiques des hybrides peuvent être standardisées. Ceci apparaît plus difficile par exemple dans le cas de la mule des Pyrénées, issue du croisement d'un âne Catalan avec une femelle de trait Breton ou demi trait Mérens ou autre. Les mules ainsi produites présentent des caractéristiques différentes selon l'espèce maternelle, ce qui ne facilite pas la standardisation.

L'élevage mulassier est aujourd'hui restreint (tableau 32) et, en région Poitou, les efforts se concentrent actuellement sur la sauvegarde des espèces parentales en voie de disparition, avant de pouvoir relancer la production d'hybrides.

En revanche, on note aux Etats-Unis une certaine popularité de l'élevage de mules, celles-ci étant utilisées dans plusieurs disciplines équestres et notamment les courses hippiques. On les retrouve également volontiers en équitation de loisirs et en équitation western.

Tableau 32 : Nombre de mules naissant en France chaque année.
(D'après Haras Nationaux, 2014b)

Année de naissance	2014	2013	2012	2011	2010	2009	2008
Mule	97	124	170	244	252	275	255
Mule poitevine	11	15	25	35	32	29	30

3. CARACTERISTIQUES CHROMOSOMIQUES

Il est remarquable de constater que ces espèces sont interfécondes malgré des caractéristiques caryotypiques très différentes. Ainsi, selon l'espèce, le nombre de chromosomes varie de $2n = 32$ à $2n = 66$ (tableau 33). Les études de Bernischke et Malouf (1967) citées par Petrus (2003) ont établi que l'information génétique portée par l'ADN nucléaire dans les différentes espèces d'équidés était pratiquement similaire. Seul son réarrangement au sein du noyau diffère ce qui aboutit à des différences chromosomiques. L'hybride présente un caryotype intermédiaire entre les 2 espèces parentales (tableau 34).

Par contre, les irrégularités d'appariement lors de la gamétogenèse chez l'hybride induisent des anomalies dans la formation des gamètes qui viennent expliquer en partie la stérilité de la majorité des hybrides.

Tableau 33 : Nombre de chromosomes selon l'espèce.
(D'après Petrus, 2003).

Nom de l'espèce	Nombre chromosomique
<i>Equus przewalski</i>	$2n = 66$
<i>Equus caballus</i>	$2n = 64$
<i>Equus asinus</i>	$2n = 62$
<i>Equus hemionus</i>	$2n = 56$
<i>Equus grevyi</i>	$2n = 46$
<i>Equus burchelli</i>	$2n = 44$
<i>Equus zebra</i>	$2n = 32$

Tableau 34 : Nombre chromosomique des hybrides selon les espèces parentales.

Espèces parentales	Hybrides
<i>Equus caballus</i> x <i>Equus asinus</i> ($2n = 64$ x $2n = 62$)	$2n = 63$
<i>Equus przewalski</i> x <i>Equus caballus</i> ($2n = 66$ x $2n = 64$)	$2n = 65$
<i>Equus grevyi</i> x <i>Equus caballus</i> ($2n = 46$ x $2n = 64$)	$2n = 55$
<i>Equus grevyi</i> x <i>Equus burchelli</i> ($2n = 46$ x $2n = 44$)	$2n = 45$

L'utilisation de l'espèce asine dans ces croisements interspécifiques génère de nouvelles problématiques tant physiologiques que pathologiques au cours de la gestation.

II. SPECIFICITE DE LA PRODUCTION DES HYBRIDES

Nous nous attacherons particulièrement à l'étude des croisements *Equus caballus* x *Equus asinus* et plus particulièrement à la production de mules. Ce croisement fut très largement étudié pour comprendre les phénomènes immunologiques et hormonaux mis en œuvre aux différents stades de gestation de la jument. Nous établirons les particularités liées à la présence de l'espèce *Equus asinus* dans ces croisements. Enfin, la problématique de la stérilité des individus hybrides sera évoquée.

1. CONDUITE DE LA SAILLIE

1.1. Comportement des partenaires sexuels

La conduite de la saillie doit prendre en compte les spécificités des comportements sexuels des différents partenaires :

◆ Le baudet adopte un comportement territorial et n'entretient pas de "harem" tel qu'il est observé chez l'étalon. D'autre part, la phase pré-copulatoire chez l'âne est longue et intense, ce qui ne se retrouve pas chez l'étalon

◆ L'ânesse en œstrus vient stimuler le mâle à plusieurs reprises, ce qui ne s'observe pas chez la jument.

La problématique dans le croisement jument x âne est d'obtenir chez le mâle une érection de bonne qualité malgré les faibles stimulations venant de la femelle. Cette problématique ne se pose pas dans le croisement réciproque, l'étalon (cheval) étant plus entreprenant naturellement.

Dans une première observation menée par Lodi et al (1995), mettant en présence ânes et juments en pâture, moins de 40 % des juments en œstrus ont accepté l'âne mâle. Les baudets détectaient aisément les femelles en chaleur, mais les interactions sexuelles n'étaient pas suffisantes pour arriver à la phase copulatoire. D'autre part, tout signe d'hostilité venant de la jument décourage immédiatement l'âne qui se désintéressera de cette femelle même si elle se trouve en phase d'œstrus (Canisso et al, 2009a). Les stratégies mises en place pour augmenter le taux de réussite de ces saillies consistent à habituer les partenaires sexuels à se côtoyer dès leur plus jeune âge. En effet, un jeune âne élevé auprès de juments sera moins farouche lors de la saillie et inversement.

D'autre part, les manœuvres mises en place et décrites pour la collecte de semence peuvent également être utilisées. L'âne mâle est présenté à la jument en œstrus jusqu'à l'obtention d'une monte sans érection, puis est retenu à l'écart jusqu'à l'érection avant d'être rapproché de la femelle pour la phase de copulation. Dans cette configuration, un groupe d'ânesses en œstrus peut être mis en présence visuelle de l'âne afin d'accentuer la stimulation. Enfin, on peut également utiliser un étalon (cheval) en contact visuel avec la jument afin d'accentuer ses manifestations d'œstrus, ce qui stimulera d'autant plus le baudet (figure 32).

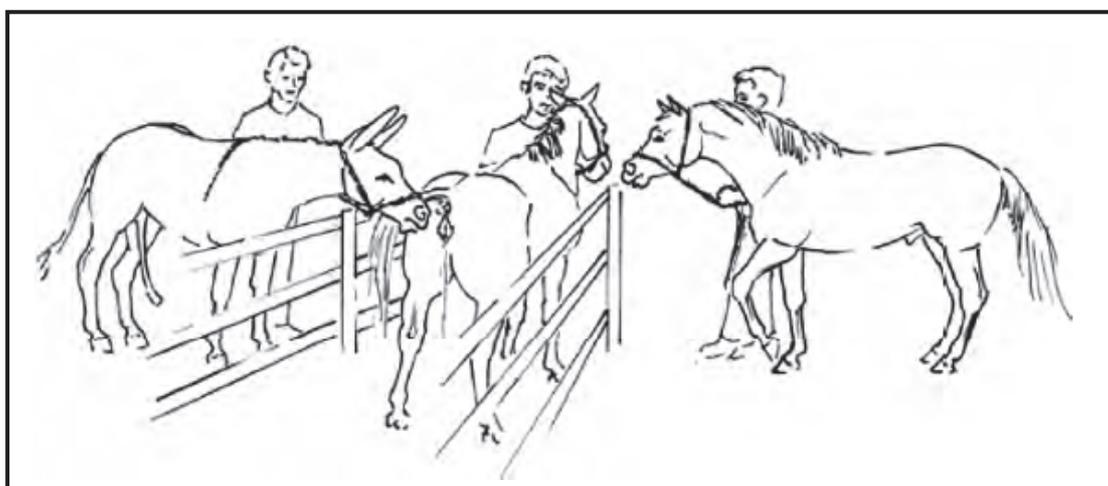


Figure 32 : Utilisation d'un étalon dans la phase pré-copulatoire (D'après Canisso et al, 2009a).

1.2. Taux de réussite

Un troupeau de 130 juments type Quater Horse et de 5 ânes mâles laissé en pâture durant une année a abouti à un taux de natalité de seulement 15 % (Canisso et al, 2009b). Ce faible taux est expliqué par la difficulté pour les mâles à trouver des femelles consentantes et à surmonter les différences de taille durant la saillie. La conduite de la saillie en main et encadrée a permis d'augmenter ce taux jusqu'à 65 %.

Après insémination en sperme réfrigéré collecté, Paolucci et al (2012) obtiennent des taux de natalité allant de 62,5 % à 71,4 % selon l'âge des juments. Chaque conception nécessite en moyenne $1,6 \pm 0,3$ insémination.

Ces résultats ne sont jamais atteints dans le croisement réciproque. Ainsi, Allen et al. (1993) ont observé que sur un groupe de 125 ânesses inséminées (monte naturelle ou IA) par des étalons connus, seulement 14,4 % d'entre elles étaient gestantes à 28 jours.

De façon générale, le taux de gestation est plus important dans les croisements où l'espèce paternel présente un nombre de chromosomes inférieur à l'espèce maternelle (Allen et al, 1993).

2. GESTATION

Les particularités des gestations inter-spécifiques chez les équidés concernent notamment les phénomènes immunologiques et hormonaux. Ils ont été principalement étudiés et comparés lors de production de mules et de bardots afin de mieux comprendre le déroulement des premières phases de la gestation. Ces variations sont à mettre en relation avec le développement des structures spécifiques à la gestation des équidés : les cupules endométriales

2.1. Développement des cupules endométriales

Ces structures originales présentent des caractéristiques différentes chez la jument et chez l'ânesse. Elles sont issues de la gaine chorionique, épaisse chez la jument mais plus fine chez l'ânesse. Il en découle des structures larges et actives chez la jument alors qu'elles sont plus petites et moins productives chez l'ânesse.

Il est intéressant d'observer que dans les gestations d'hybrides, les variations de ces structures s'observent également. Ainsi lors de gestation d'un conceptus mule, les caractéristiques des cupules endométriales rejoignent celles de la gestation de l'ânesse et dans le cas d'un conceptus bardot, les cupules retrouvent les spécificités de la gestation de la jument (Allen et Short, 1997 ; tableau35).

Tableau 35 : Caractéristiques des cupules endométriales en fonction des espèces parentales.

Espèce paternelle	Espèce maternelle	Produit	Caractéristiques des cupules endométriales
<i>Equus caballus</i> (étalon)	<i>Equus caballus</i> (jument)	Cheval	Larges et très productives
<i>Equus caballus</i> (étalon)	<i>Equus asinus</i> (ânesse)	Bardot	Larges et très productives
<i>Equus asinus</i> (âne)	<i>Equus asinus</i> (ânesse)	Ane	Petites et peu productives
<i>Equus asinus</i> (âne)	<i>Equus caballus</i> (jument)	Mule	Petites et peu productives

En conclusion, l'espèce parentale mâle semble déterminer le développement des cupules endométriales. Celles-ci sont le siège de sécrétions hormonales et de réactions immunitaires qui, du fait de ces variations sont très différents selon le type de gestation.

2.2. Endocrinologie de la gestation

2.2.1. L'eCG

Les variations morphologiques des cupules et notamment leur taille, leur productivité et leur durée de vie induisent des variations de sécrétions selon le type de gestation (figure 33).

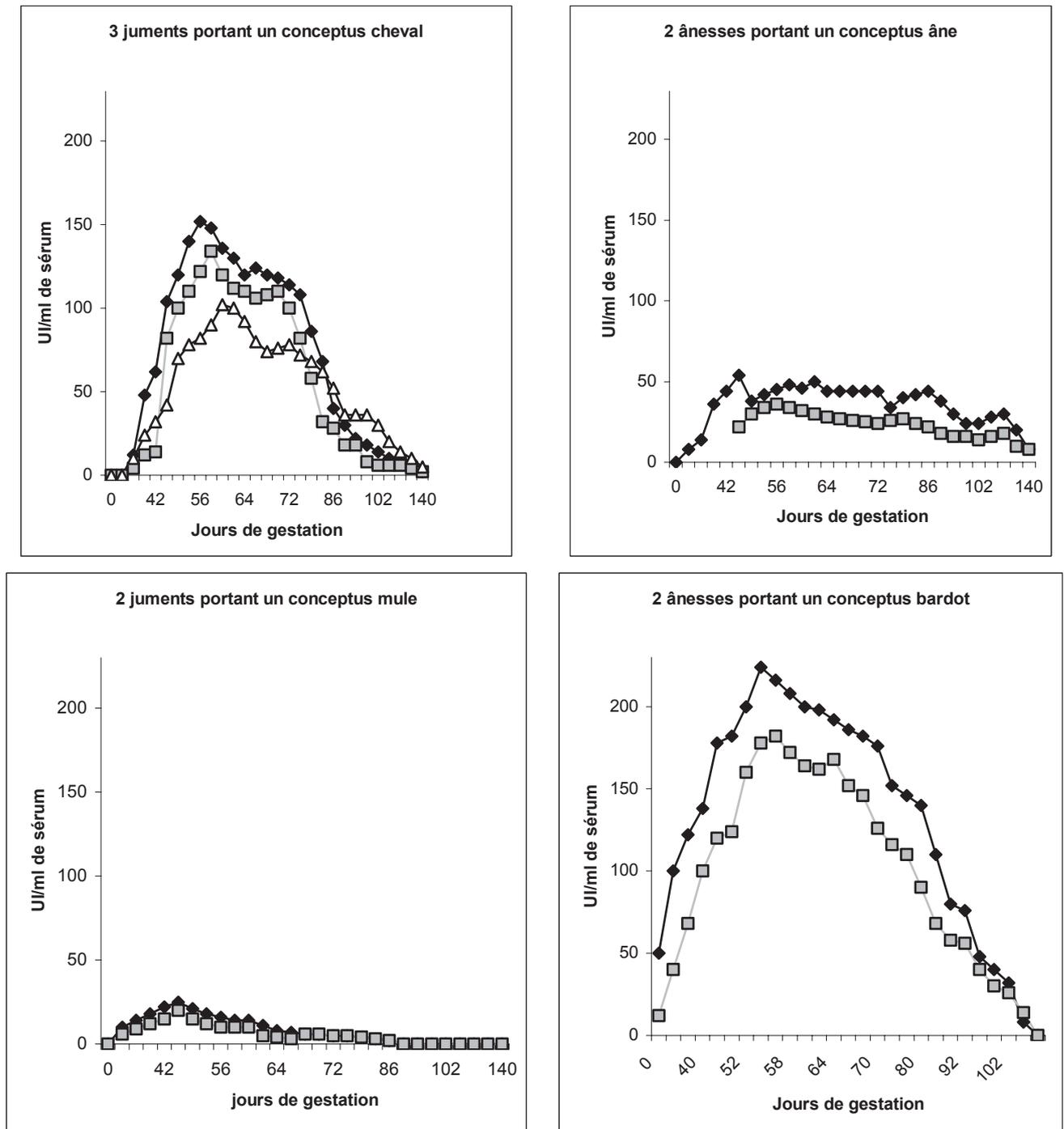


Figure 33 : Comparaison des concentrations plasmatique en eCG selon les génotypes maternels et fœtaux. (D'après Allen, 1975).

Dans le cas d'un conceptus mule, la sécrétion d'eCG présente un pic de 12 à 22 UI/ml plus tôt et bien plus faible que lors d'une gestation intra-spécifique de jument. Ce taux est indécélable après 90 jours de gestation. Ce profil de sécrétion s'explique par une nécrose rapide des cupules endométriales suite à une réaction du système immunitaire maternel envers ces cellules.

Dans le cas d'un conceptus bardot, la sécrétion d'eCG présente un pic bien supérieur à tous les autres types de gestation.

L'eCG, associée à d'autres facteurs fœtaux, assure la durée de vie et l'activité sécrétoire des corps lutéaux secondaires qui se traduit par le taux de progestagènes en circulation. Ces observations sont confirmées par les études de Boeta et Zarco (2010) qui ont établi qu'il existe une déficience en eCG dans la plupart des cas d'avortements concernant les juments croisées avec des ânes. Dans cette étude, on note des taux d'avortements de 30 % chez les juments croisées avec des ânes contre 5 % chez les juments croisées avec des étalons. Dans ces observations, des dysfonctionnements endocriniens ont été mis en cause, avec un taux de progestérone plus faible, signe d'un dysfonctionnement des structures lutéales.

2.2.2. Les progestagènes

La sécrétion des progestagènes par le tissu lutéal ovarien est sous influence pituitaire par l'intermédiaire des récepteurs à FSH situés sur l'ovaire. Le taux plasmatique de progestagènes ne varie pas en fonction des génotypes maternels et fœtaux (figure 34) sauf dans le cas d'un croisement étalon-ânesse (conceptus bardot).

Dans les 3 premiers types de gestation, le taux de progestagènes s'échelonne de 5 à 15 ng/ml. Dans la gestation concernant le conceptus bardot, ce taux atteint des valeurs très supérieures, allant dans cette étude de 500 à 800 ng/ml pour certains individus.

Les hypothèses expliquant ces valeurs mettent en cause l'activité particulière de l'eCG qui présente, d'une part une action de type LH et, d'autre part, une action de type FSH. En cas de gestation d'hybride, les cellules fœtales produisent en quantités à peu près égales les types de gonadotrophines de cheval et d'âne.

Dans les 3 premiers types de gestation, les récepteurs ovariens sont sensibles à la FSH d'origine pituitaire et à un niveau faible d'activité FSH de l'eCG. La réponse en terme de sécrétion de progestagènes reste soutenue malgré des taux inférieurs dans le cas de conceptus âne ou mule. Dans le cas d'un conceptus bardot, les récepteurs ovariens de la mère (c'est à dire de l'ânesse) sont également sensibles à l'activité FSH induite par l'eCG d'origine paternelle. Ainsi, les ovaires sont hypertrophiés présentant de nombreux gros follicules anormaux, des corps lutéaux et des follicules lutéinisés. La production de progestagènes se trouve alors fortement augmentée.

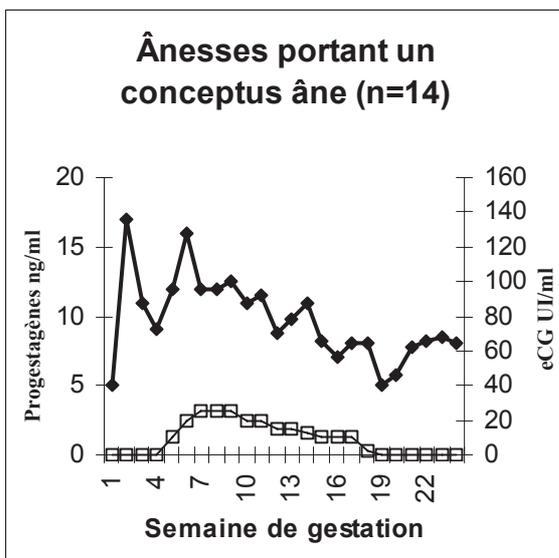
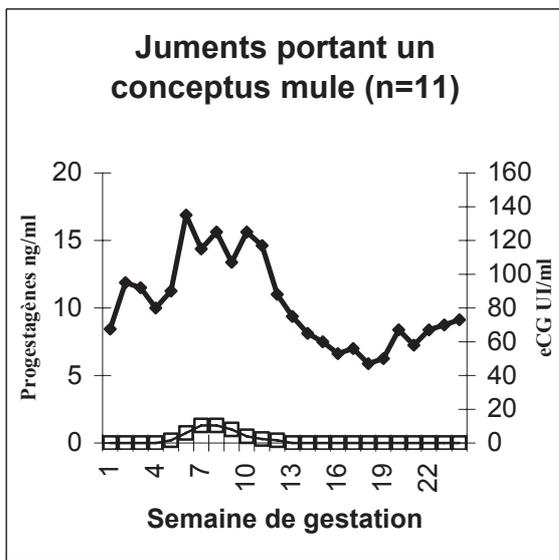
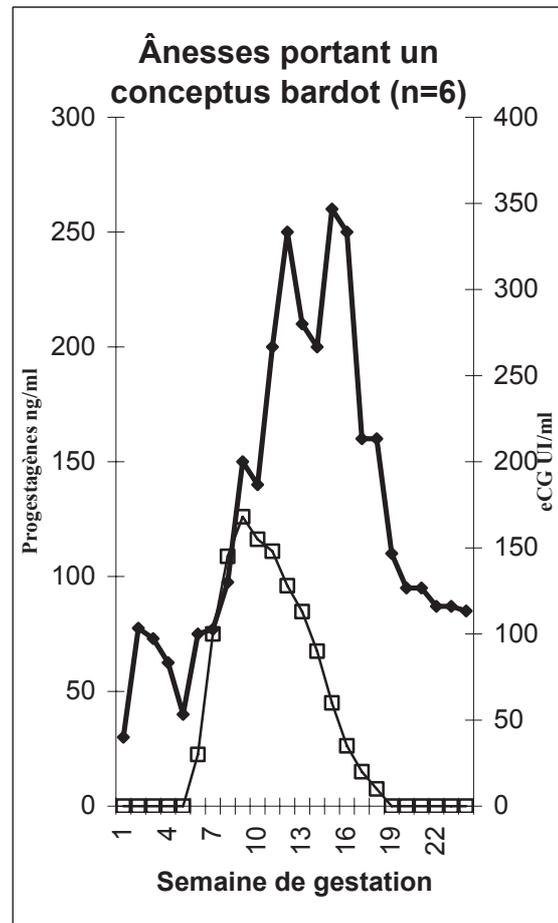
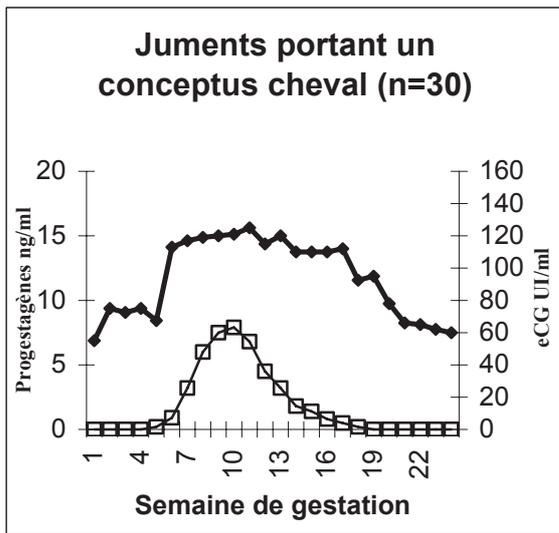


Figure 34 : Comparaison des concentrations plasmatiques en eCG et en progéstagènes selon les génotypes maternels et fœtaux.
(D'après Stewart et Allen, 1981 cité par Petrus, 2003).

L'étude des gestations de conceptus mules par rapport aux gestations intra-spécifiques a permis d'établir plus précisément l'action des hormones LH d'origine pituitaire et l'activité LH de l'eCG. En effet, Boeta et al (2014) ont remarqué que malgré le faible taux d'eCG dans les gestations extra-spécifiques de jument, le taux de progestagènes est suffisant pour mener la gestation à terme. Le tableau 36 résume les différentes observations menées sur plusieurs lots expérimentaux. Les lots de juments croisées avec des ânes sont considérés comme des lots déficients en eCG (eCG⁻) du fait du faible taux d'eCG lors de tels croisements. Les lots déficients en LH pituitaire (LH⁻) sont des lots traités par un antagoniste de la GnRH. Les auteurs concluent à des actions redondantes mais suffisamment différentes entre ces 2 hormones pour être considérées comme complémentaires.

Tableau 36 : Différenciation des actions LH pituitaire et de l'activité LH de eCG.
(D'après Boeta et al, 2014).

Jument x âne Jument traitée avec un antagoniste de la GnRH LH⁻ eCG⁻	Croissance folliculaire stoppée Pas de corps jaunes supplémentaires Sécrétion progestérone par le corps jaune primaire réduite
Jument x cheval Jument traitée avec antagoniste de la GnRH LH⁻ eCG⁺	Stimulation de la croissance folliculaire Lutéinisation folliculaire Soutien du fonctionnement des corps jaunes supplémentaires Pas d'ovulation supplémentaire
Jument x âne sans traitement LH⁺ eCG⁻	Ovulations secondaires malgré taux faible d'eCG Pas de soutien de l'activité des corps jaunes supplémentaires Faible taux de progestérone.

La LH pituitaire paraît donc nécessaire à l'ovulation de follicules complémentaires donnant les corps jaunes secondaires. Par contre, sa seule présence ne suffit pas à maintenir l'activité des structures lutéales.

Parallèlement à ces modifications hormonales, les gestations d'hybrides ont permis d'étudier les réactions immunitaires mises en œuvre lors des premières phases de la gestation des équidés.

2.3. Immunologie de la gestation

Les cellules des cupules endométriales expriment à leur surface les antigènes fœtaux qui sont des antigènes d'histocompatibilité paternels. Leur présence déclenche logiquement des réactions immunitaires à médiation cellulaire (lymphocytes) et à médiation humorale (anticorps). Dans le contexte de la gestation, la cytotoxicité de ces réactions est réduite mais est variable selon le type de gestation rencontré.

On observe en premier lieu une infiltration leucocytaire autour des cupules endométriales. Cette réaction est variable selon le type de gestation. Ainsi, lors de la présence d'un conceptus mule, nous avons vu que la ceinture chorionique formée apparaît fine et peu active. On observe une accumulation et une invasion leucocytaires de la zone des cupules dès le 45ème jour de gestation. La nécrose de ces cupules intervient alors rapidement et la zone est comblée par des leucocytes. Ce phénomène explique le profil de sécrétion de l'eCG avec un arrêt rapide de la production de celle-ci, qui devient indécélable au 90ème jour de gestation.

Dans le cas d'un conceptus de type bardot, on observe également une accumulation importante de lymphocytes mais ceux-ci restent dans le stroma endométrial et les cupules sont maintenues. Ce phénomène serait lié à la forte sécrétion d'eCG, la structure de cette grosse molécule masquant les antigènes paternels. L'eCG participe donc à la barrière immuno-protectrice autour des cellules des cupules endométriales.

Dans les deux cas, la réaction immunitaire apparaît très amplifiée par rapport à une gestation intra-spécifique de jument.

2.4. Durée de gestation

La disparité des durées de gestation entre les différentes espèces d'équidés pose la question de la durée de gestation chez les hybrides.

Chez la jument, la durée de gestation s'étale de 330 à 340 jours avec une moyenne s'établissant autour de 330 jours. Une grande variabilité s'exprime également en fonction des races et des conditions environnementales. Chez l'ânesse, une grande partie des mises bas se produit entre 355 à 375 jours avec également une grande variabilité entre individus. Chez le zèbre de grevi, ces valeurs vont de 358 à 438 jours (moyenne 409 jours) (Benirschke, 2007).

Les données connues pour les gestation d'hybrides sont intermédiaires entre les valeurs observées pour les espèces parentales. Ainsi, la gestation d'un conceptus mule dure en moyenne 355 jours et dans le cas d'un conceptus bardot, la durée de gestation est en moyenne de 350 jours.

Peu de données sont disponibles pour les autres croisements. Gray (1972) évalue à 378 jours la durée de gestation suite au croisement d'un zèbre des plaines (*E. burchelli*) et d'un âne (*E. asinus*). Récemment, le croisement d'un zèbre commun avec une ânesse Amiata (race locale italienne) a donné naissance à un jeune mâle au bout de 12 mois de gestation.

3. ICTERE HEMOLYTIQUE DU MULETON

L'ictère hémolytique néonatal est connu chez les équidés mais cette affection a une prévalence beaucoup plus élevée dans le cas de mise bas de mules. On estime à 10 % le risque de déclarer une isoérythrolyse post-partum chez le muleton contre 1 % chez le poulain. Par contre cette affection n'est pas décrite dans les autres types de croisements interspécifiques.

Dans un premier temps, les études ont cherché à mettre en évidence un facteur caractéristique "anti-âne" présent dans le sérum et le colostrum de jument qui pourrait expliquer la réaction immunitaire. Caroli et Bessis (1947) ont étudié 3 lots de juments : l'un constitué de juments ayant donné naissance à des mulets atteints d'ictère, le deuxième, de juments ayant donné naissance à des mulets sains, et enfin le troisième, de juments ayant donné naissance à des poulains ou n'ayant jamais mis bas. Ils ont effectivement mis en évidence de telles agglutinines. Les taux sériques sont corrélés aux valeurs mesurées dans le lait. D'autre part, les juments ayant déjà mis bas des mulets souffrant d'isoérythrolyse ont un taux d'agglutinines "anti-âne" beaucoup plus important que les juments ayant donné naissance à des mulets sains (tableau 37).

Tableau 37 : Moyenne des taux d'agglutinines anti-âne mesuré dans le sérum et le lait chez la jument en fonction du type de gestation et le devenir du jeune.
(D'après Caroli et Bessis, 1947).

	Juments ayant eu des mulets atteints d'ictère	Juments ayant eu des mulets sains	Juments ayant eu des poulains ou chevaux
Moyenne des taux d'agglutinines mesurés dans le sérum	43,4 (lot de 15 individus)	12,6 (lot de 11 individus)	0,8 (lot de 17 individus)
Moyenne des taux d'agglutinines mesurés dans le lait	10 (lot de 7 individus)	1,5 (lot de 7 individus)	0 (lot de 13 individus)

Les expériences de Mc Clure et al (1994) ont alors eu pour but de chercher les antigènes présents sur les hématies d'âne ou de mulet et responsables de la production des agglutinines mises en cause. Les résultats de ces observations n'ont pas abouti à la caractérisation des antigènes responsables mais ont mis en évidence ce qui a été appelé un "facteur âne" présent chez l'âne et le mulet et absent chez le cheval (Mc Clure et al, 1994).

Néanmoins, cette découverte a permis de développer des tests utilisés chez la femelle gravide 2 à 3 semaines avant la naissance et en cas de positivité, de prévenir l'apparition de l'ictère hémolytique natal en substituant le colostrum de la jument à la naissance, soit durant les 24 à 36 h suivant la naissance. L'allaitement peut être repris ensuite normalement (Aronoff, 2010).

Le tableau clinique rejoint ce qui a déjà été décrit concernant l'ictère hémolytique néonatal de l'ânon. Dans les cas graves, le traitement consiste à transfuser du sang de cheval, indemne d'anticorps anti "facteur âne".

4. STERILITE DES HYBRIDES

Les hybrides sont reconnus stériles sauf cas exceptionnels et sauf dans le cas du croisement de *Equus caballus* et *Equus przewalski*.

Les hypothèses retenues sont liées aux différences chromosomiques observées entre ces différentes espèces et donc à la difficulté d'aller au bout du processus de méiose. Le développement des organes génitaux des mules et bardots, espèces principalement étudiées, est également affecté.

4.1. Particularités des organes sexuels des mulets et bardots

La recherche des causes de stérilité des hybrides commence par l'étude des organes sexuels de façon à mettre en évidence d'éventuelles anomalies.

4.1.1. Ovaires

L'observation du comportement de chaleur chez les mules et bardines a interpellé les scientifiques quant à la stérilité de ces individus. Les ovaires de mules présentent des follicules, des corps jaunes mais aucun ovocyte normal. Pourtant, chez le fœtus hybride, les gonades présentent un stock normal de cellules germinales. Mais quelques jours après la naissance, ces cellules dégénèrent pour la plupart. La structure de l'ovaire présente alors quelques ovocytes entourés de cellules folliculaires qui permettent l'acquisition d'une activité endocrinienne. Ces cellules baignent dans un tissu fibreux très majoritaire. Malgré tout, certaines observations relatent la présence d'ovocytes recueillis dans l'oviducte de quelques femelles mules, signe que des ovulations sont possibles (Taylor et Short, 1973).

4.1.2. Testicules

Macroscopiquement, les testicules de mulets sont de taille inférieure à ceux des ânes. Pathak et al (2013) ont surtout mis en évidence des différences significatives de poids des testicules, du nombre de cellules de Leydig entre le testicule d'âne et celui de mulet. Le diamètre cellulaire et le noyau des cellules de Leydig apparaît également plus important chez l'âne par rapport au mulet.

Dans l'étude de Neves et al (2002 ; tableau 38), les animaux sont adultes malgré une différence d'âge entre les deux lots et sont de corpulences équivalentes. La taille et le poids des testicules de mulets sont presque 5 fois inférieurs à ceux d'ânes. Des différences

significatives concernent les tubes séminifères, le noyau des cellules de Sertoli et les cellules de Leydig.

Le faible nombre de cellules de Leydig peut être expliqué par l'âge des mulets et par le faible nombre de cellules germinales. D'ailleurs ces observations confirment la relation qui existe entre le nombre de cellules de Leydig et le poids des testicules ainsi que le diamètre et la longueur totale des tubes séminifères. Une corrélation positive existe aussi avec le nombre de cellules germinales par section de tubules.

Tableau 38 : Données biométriques et morphométriques chez l'âne et la mule (Moy ± SEM).
(D'après Neves et al, 2002).

Paramètre	Âne (n=5)	Mulet (n=9)
Age (mois)	95±15	33±2
Poids (kg)	262±20 ^a	264±8 ^b
Poids d'un testicule (g)	196±9	44±5^c
Densité du volume des tubes séminifères (%)	84,2±1.1	60,9±2,6^c
Diamètre des tubes séminifères (µm)	222±6	127±4^c
Longueur totale de tubes séminifères par testicule (mètres)	3806±209	1704±186^c
Cellules de Leydig		
Volume dans le parenchyme testiculaire (ml)	5,4±0,9	1,9±0,5^c
Diamètre nucléaire (µm)	7,2±0,2	7,4±0,2
Volume individuel (µm ³)	1351±125	1547±193
Volume du cytoplasme (µm ³)	1155±108	1327±177
Volume du noyau (µm ³)	196±19	220±18
Nombre par testicule (x10 ⁹)	4,2±0,9	1,2±0,2^c
Diamètre nucléaire des cellules de Sertoli (µm)	2,6±0,06	2,1±0,04^c
Nombre de cellules de Sertoli par testicule (x10 ⁹)	5,0±0,4	4,9±0,5

^a n=4 animaux

^b n=8 animaux

^c Statistiquement significatif (P< 0,05).

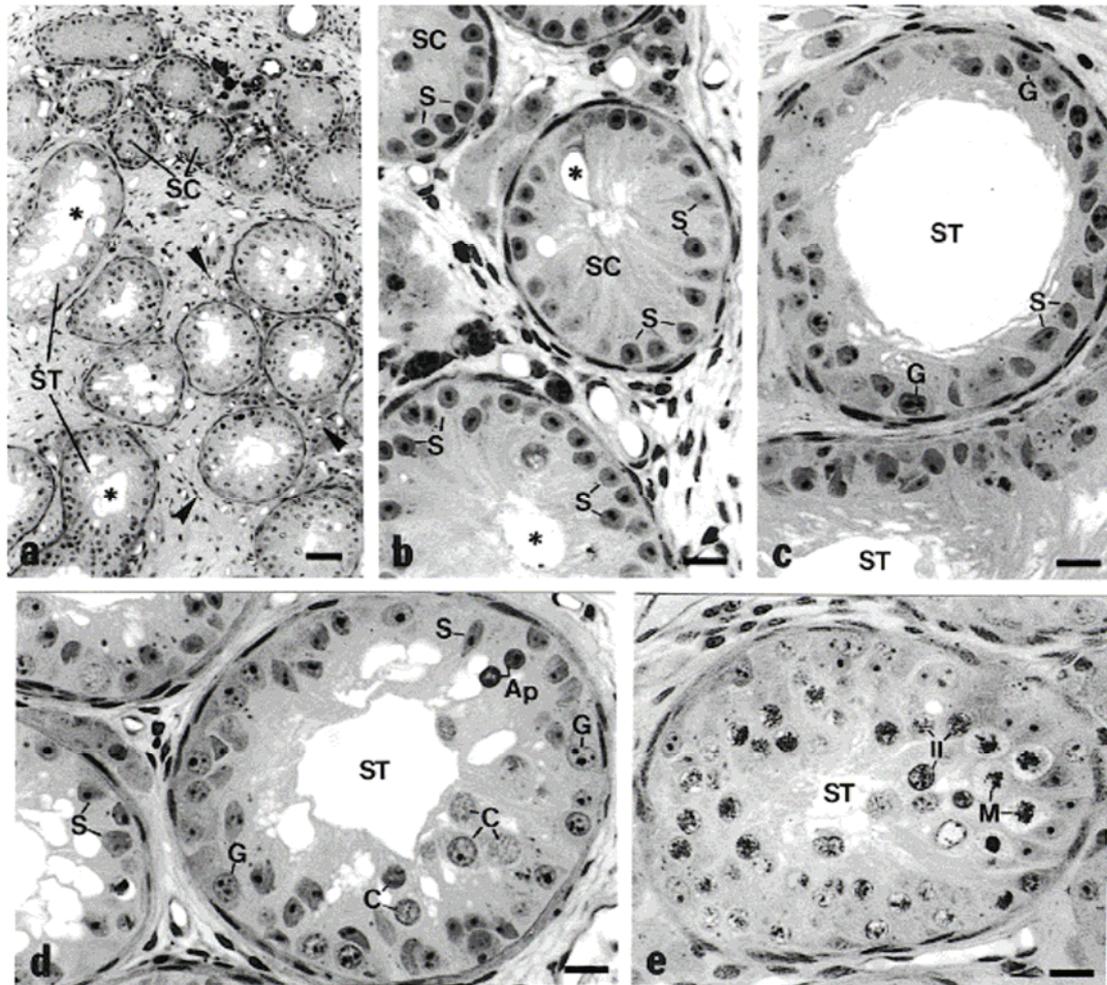
La structure des tubes séminifères, siège de la spermatogenèse, montre de nombreuses cellules germinales mais qui ne dépassent que rarement le stade pachytène de prophase I (figure 35). Les épидидymes ne présentent pas de différences.

Les cellules de Sertoli présentent un noyau de diamètre inférieur à celles observées chez l'âne, ce qui paraît être en relation avec le faible nombre de cellules germinales.

Les cellules apoptotiques sont présentes majoritairement dans la région intermédiaire et apicale de l'épithélium tubulaire, ce qui penche en faveur d'une dégénérescence des cellules de la lignée germinale.

Chez le bardot, on observe également des tubes séminifères présentant un nombre de cellules de Sertoli et de cellules germinales réduit, des espaces intercellulaires élargis créant des lacunes et une lame basale irrégulière. Des spermatoctes I sont présents mais des signes de dégénérescence sont aussi visibles.

Ces observations confirment qu'il existe des anomalies de développement des gonades liées notamment à des dysfonctionnement des processus de divisions cellulaires aboutissant à la formation des gamètes.



- a : Tubes séminifères présentant une lumière (astérisque ; ST) ou non (SC).
 b : Tubes séminifères sans lumière (SC) contenant vacuole (astérisque) et cellules de Sertoli (S).
 c : Tubes séminifères avec lumière (ST) contenant des cellules de Sertoli (S) et des spermatogonies (G).
 d : Tubes séminifères avec lumière (ST) contenant des cellules de Sertoli (S), des spermatogonies (G), des spermatocytes primaires (C), des cellules apoptotiques (Ap).
 e : Figures de méiose (M) et spermatocytes secondaires (II) dans un tube séminifère.

Figure 35 : Tubes séminifères de mulets. (D'après Neves et al, 2002).

4.2. Anomalies dans le processus de division cellulaire

Il s'agit de comprendre les dysfonctionnements observés durant la méiose, processus de division au terme duquel une cellule diploïde donne naissance à quatre cellules filles haploïdes. Au niveau des organes sexuels, ce phénomène concerne les spermatocytes et ovocytes primaires contenant $2n$ chromosomes pour aboutir aux spermatocytes et ovocytes secondaires puis aux spermatides et ovocytes contenant n chromosomes.

Le caryotype du cheval présente 18 paires d'autosomes acrocentriques et 13 paires d'autosomes méta-submétacentriques ainsi que les 2 chromosomes sexuels. L'âne présente un caryotype à 6 paires d'autosomes acrocentriques et 24 paires d'autosomes méta-submétacentriques ainsi que les 2 chromosomes sexuels différents de ceux du cheval. Le mulet présente 63 chromosomes issus des espèces parentales parmi lesquels on remarque un complément haploïde du cheval et un complément haploïde de l'âne (Cribru et De Giovanni, 1978). Les différences importantes au niveau de la morphologie et de la distribution

d'hétérochromatine constitutive induisent des dysfonctionnements dans le processus de division cellulaire dans la lignée germinale.

Les observations effectuées chez le mulot et le bardot ont montré des anomalies au stade pachytène de la prophase I de la méiose. Les appariements sont inégaux, les chromosomes anormaux et on observe des amas de chromatine (signes de difficultés d'appariement) accompagnés de signes de dégénérescence précoce (figure 36).

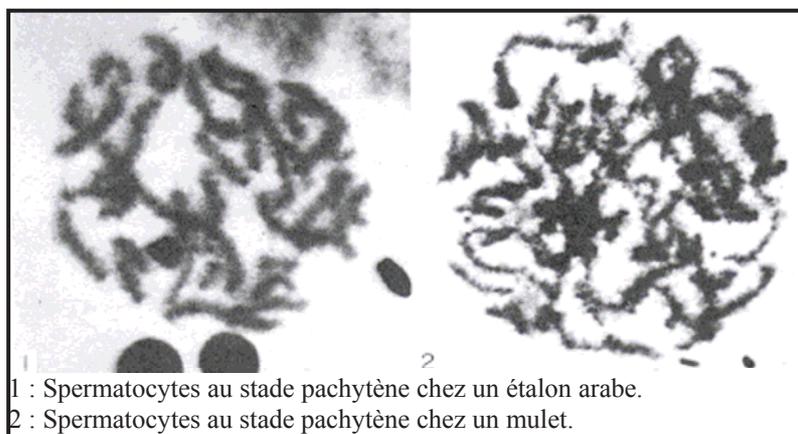


Figure 36 : Comparaison des spermatocytes au stade pachytène entre cheval et mulot.
(D'après Chandley et al, 1975).

Donc, malgré une information génétique relativement proche entre les espèces d'équidés, sa réorganisation au sein du noyau cellulaire entraîne des dysfonctionnements dans les processus de division cellulaire et qui n'aboutit pas à la production de gamètes.

La production d'hybrides intéresse donc particulièrement les scientifiques qui, utilisent ce modèle pour évaluer les processus immunitaires et hormonaux lors des gestations d'équidés. D'autre part, l'étude cytogénétique des individus permet de comprendre les différences d'expression de l'information génétique. En effet, le rôle de chaque chromosome peut être isolé. Rien qu'au niveau phénotypique, le croisement d'une jument et d'un baudet donne un hybride de physionomie proche de l'âne, le croisement d'une ânesse et d'un cheval produit un hybride de physionomie globale proche du cheval. Cela se retrouve également au niveau du cri de ces animaux car la mule braie et le bardot hennit.

L'avancée des connaissances et les progrès effectués en terme de gestion de la reproduction ont permis aux éleveurs d'affiner les techniques d'élevage et d'être plus efficaces dans la production d'individus. Il faut rappeler qu'il est urgent dans certaines régions d'établir des programmes de sauvegarde de races asines sous peine de voir disparaître leur patrimoine génétique. Dans ce cadre, le développement des méthodes de reproduction assistée telles que l'insémination artificielle, le transfert d'embryon et, de façon plus confidentielle, le clonage, sont autant de pistes de diversification des méthodes de reproduction.

QUATRIEME PARTIE : REPRODUCTION ASSISTEE

Les programmes de sauvegarde de races anciennes ont conduit les chercheurs à mettre au point des protocoles de gestion de la reproduction. En premier lieu, les méthodes utilisées étaient dérivées de celles connues en élevage équin. Rapidement les mauvais résultats de ces programmes ont amené les acteurs de la filière à tenir compte des particularités mal connues de la reproduction de l'âne. Ainsi, malgré une utilisation aujourd'hui assez limitée, les biotechnologies constituent une alternative intéressante dans la préservation de ces races asines en voie de disparition.

I. INSEMINATION ARTIFICIELLE

1. L'INSEMINATION ARTIFICIELLE DANS L'ESPECE ASINE

1.1. Définition, avantages et inconvénients

L'insémination artificielle (IA), consiste à prélever l'éjaculat du mâle pour le diviser en plusieurs doses. Cette technique permet d'une part d'augmenter la diffusion de la génétique mâle et d'autre part de séparer à la fois dans le temps et dans l'espace l'éjaculation de l'insémination. En effet, l'éjaculat ainsi recueilli peut être utilisé :

- ◆ frais dans les 30 minutes suivant sa récolte
- ◆ réfrigéré entre 30 minutes et 48 h après récolte
- ◆ congelé dans l'azote liquide pour une durée indéterminée.

Cette technique présente comme intérêt de pouvoir constituer des banques de sperme et de participer à la diffusion plus large du patrimoine génétique, surtout pour les races à effectif limité. De plus, la récolte de la semence permet d'en apprécier les caractéristiques. La fertilité des étalons peut être plus facilement évaluée. Enfin, on limite les accidents liés à la monte naturelle et les transmissions de maladies sexuellement transmissibles.

Les principaux inconvénients de cette technique restent les coûts, le risque de consanguinité lors d'une utilisation systématique de quelques étalons et les dangers liés à la manipulation des animaux lors des prélèvements.

1.2. Utilisation en France

Alors que l'IA est devenue incontournable dans l'élevage des chevaux de selle et dans le milieu des courses, cette technique demeure peu développée dans l'espèce asine (figure 37) et est souvent liée à la mise en place de programmes de sauvegarde de races.

En France, l'exemple du programme de sauvegarde d'une des races asines les plus anciennes, la race "Baudet du Poitou", illustre les efforts engagés dans l'amélioration des techniques d'IA. En 1977, on recensait seulement 44 individus dans le monde. En 2004, l'effectif déclaré est de 425 individus dont 344 femelles (Kugler et al, 2008).

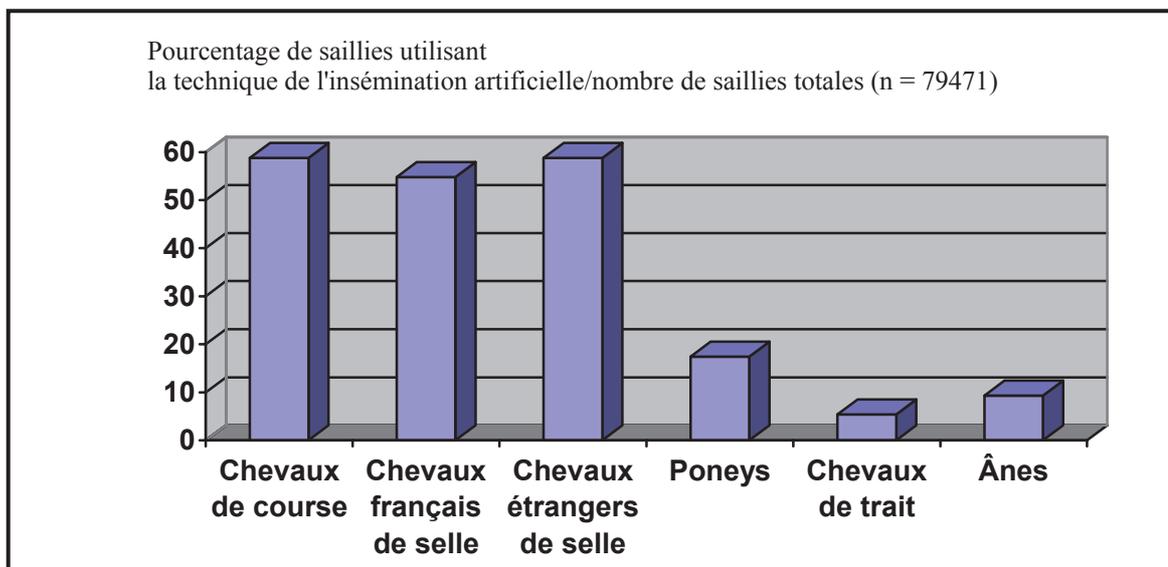


Figure 37 : Importance de l'insémination artificielle en 2013 selon les différents types d'élevage (%). (D'après Haras Nationaux, 2013a).

L'IA en France concerne essentiellement les races "Baudet du Poitou", "Grand noir du Berry" et plus sporadiquement "l'âne des Pyrénées" (figure 38).

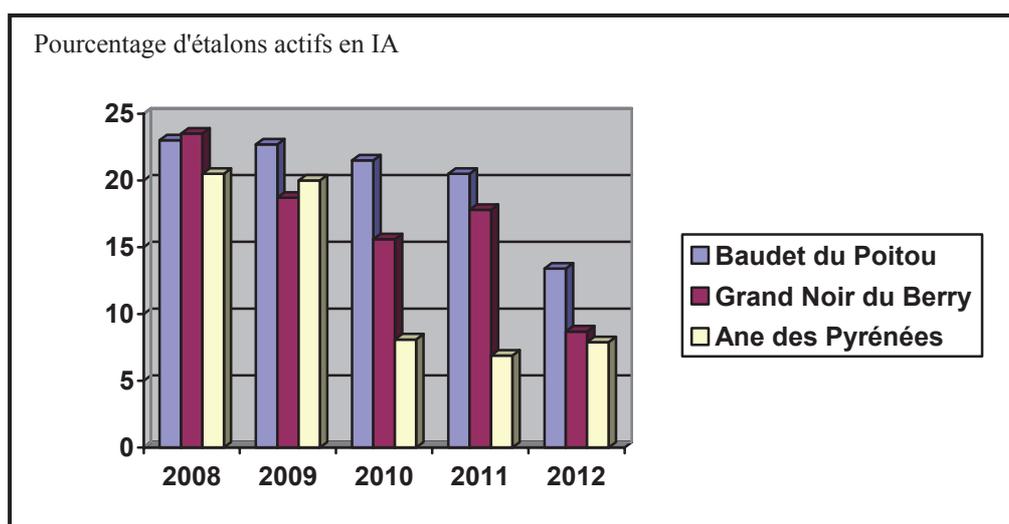


Figure 38 : Pourcentage d'étalons actifs en insémination artificielle par rapport aux autres techniques de monte selon la race. (D'après Haras Nationaux, 2013b).

On observe un net déclin de la part de l'IA, lié d'une part à l'évolution des programmes de sauvegarde de ces races et d'autre part au fait que les éleveurs privilégient malgré tout les techniques de monte les moins contraignantes.

2. OBTENTION D'UN SPERME DE QUALITE

Il s'agit de créer les conditions optimales de prélèvement et de conditionnement de la semence. Le matériel de collecte chez l'âne reste le même que celui utilisé chez le cheval.

2.1. Préparation des étalons

Les problématiques rencontrées lors de la préparation des ânes sont liées d'une part à la nécessité de respecter la phase pré-copulatoire, très longue, et d'autre part, à celle de prendre en compte le comportement territorial des baudets.

2.1.1. Stimulation des baudets

Pour obtenir une érection de bonne qualité, les mâles présentent une longue phase pré-copulatoire, durant laquelle ils ont besoin d'être stimulés par les femelles en œstrus. En moyenne, un âne présente au moins un chevauchement de la femelle sans érection avant de s'isoler à nouveau et d'obtenir une bonne érection. Une des stratégies éprouvées consiste à préparer deux paddocks adjacents (figure 39) : l'un présentant un groupe d'ânesses en œstrus, l'autre présentant l'étalon à prélever et une femelle en œstrus profond. Le mâle est alors présenté à la femelle pour stimuler sa libido. Il est ensuite tenu à une distance de 4 à 6 m, près de l'autre groupe d'ânesses et de façon à garder un contact visuel et olfactif. La présence des autres femelles stimule le mâle qui lorsque l'érection est considérée comme complète, est ramené vers la femelle pour la collecte. Dans ce scénario, on reproduit les conditions naturelles de monte, les femelles restant toujours groupées et à proximité du couple formé. Si le mâle se désintéresse de la femelle, un autre essai sera tenté ultérieurement.

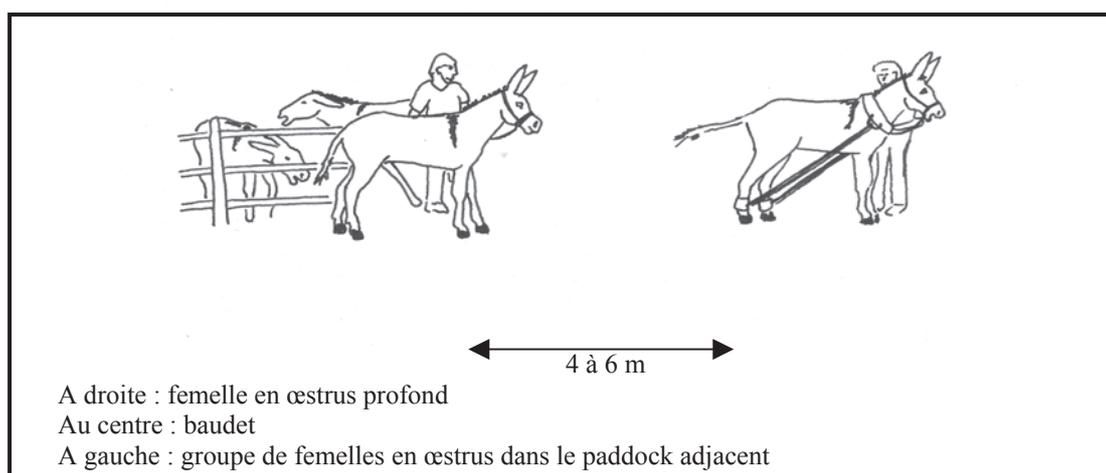


Figure 39 : Stratégie de présentation de l'étalon à la femelle avant prélèvement.
(D'après Canisso et al, 2009b).

Les problématiques de stimulation des étalons sont accentuées lorsque l'animal est jeune et inexpérimenté. son entrain auprès de la femelle peut créer de la part de celle-ci des réactions de défense qui inhibent le jeune mâle. D'autre part, le délai pour obtenir une bonne érection chez ces animaux est souvent plus long (Canisso et al, 2010). D'autre part, Les jeunes mâles nécessitent d'être stimulés plus longuement, avec un nombre de montes sans érection plus important ainsi qu'un délai d'obtention de l'érection totale doublé chez ces animaux (tableau 39).

Tableau 39 : Evaluation des comportements sexuels au moment de la monte en main selon l'âge des étalons.
(D'après Canisso et al, 2010).

Comportement	Jeunes (3 à 5 ans)	ânes expérimentés (14 à 16 ans)
Fréquence flehmen	8,1±3,0	7,0±2,0
Nombre de monte sans érection	2,1±1,4	1,2±0,4
Temps entre première exposition à la femelle et érection totale avec éjaculation	25,3±21,3 minutes	12,2±6,2 minutes
Temps entre érection et introduction	5,3±3,8 secondes	4,8±3,2 secondes
Durée de la copulation*	22,1±2,9 secondes	28,1±9,3 secondes

* De l'introduction à la descente de la femelle après éjaculation

L'utilisation de juments pour la récolte de semence est également possible. Les jeunes étalons, s'ils ont été habitués à côtoyer des juments peuvent être facilement utilisés et sont alors plus maniables qu'un âne mûr et non habitué. Néanmoins le comportement sexuel de la jument en œstrus est moins exubérant que celui de l'ânesse et certains baudets ne seront pas assez stimulés pour obtenir une érection de bonne qualité. La qualité de la semence collectée sera identique qu'il s'agisse d'une ânesse ou d'une jument (Canisso et al, 2010).

Enfin, la possibilité d'induire l'éjaculation par l'intermédiaire de procédés pharmacologiques, tels que l'administration de xylazine ou de détomidine, a été évaluée chez l'âne. Mrackova et al (2013) n'observent aucune éjaculation après l'injection unique par voie intraveineuse de 0,66 mg/kg de xylazine. En comparaison, l'injection intramusculaire de 0,02 mg/kg de détomidine suivie, si nécessaire, d'une deuxième injection intramusculaire de 0,01 mg/kg, à 15 minutes d'intervalle induit l'éjaculation chez 20 % des baudets. Ces résultats sont très décevants, les observations menées chez le cheval étant plus encourageantes. Le stress engendré par toutes les manipulations des individus ainsi que par les conditions environnementales restent la cause majeure d'échec au traitement. L'administration de xylazine ou de détomidine ne doit donc pas être retenue en pratique courante pour l'induction de l'éjaculation chez l'âne mâle.

2.1.2. Comportement territorial des baudets

Ce comportement conduit le mâle à être extrêmement sensible aux conditions environnementales. La défense de son territoire sera toujours un acte dominant sur les autres comportements. Ainsi, la présence d'autres animaux lors de la monte en main ou bien de bruits anormaux perturberont inexorablement l'étalon qui se désintéressera de l'acte sexuel.

D'autre part, on remarque que le temps d'obtention d'une bonne érection est diminué lorsque l'animal est toujours emmené au même endroit pour la saillie.

2.1.3. Autres facteurs perturbant la collecte

Nous avons déjà mentionné la sensibilité des mâles aux conditions extérieures lors des phases de reproduction. Ceci découle de l'instinct de défense du territoire et tout élément perturbateur peut interrompre le processus de reproduction.

Ainsi, toute manipulation précédant la collecte comme l'intervention d'un maréchal ferrant par exemple ou l'administration de soins peut perturber le mâle.

Les conditions météorologiques sont également à prendre en compte. Un temps venteux, pluvieux, trop froid ou trop chaud déconcentrera le mâle.

Toute perturbation dans la manipulation de l'animal (changement de manipulateur ou changement de lieu) inquiètera le mâle.

Evidemment la présence d'autres mâles dans les environs est à proscrire.

Enfin, un animal peut refuser momentanément de saillir, du fait d'un problème pathologique non encore décelé ou sub-clinique, mais aussi à un confinement trop important (Canisso et al, 2009b).

On retient donc que pour être dans les meilleures conditions de monte, il apparaît nécessaire :

- ◆ de mener le baudet toujours au même endroit
- ◆ de privilégier toujours les mêmes manipulateurs
- ◆ de rester dans un environnement calme
- ◆ d'écarter tout autre mâle des environs.

2.2. Conservation de la semence

La collecte et la conservation de sperme ont un intérêt majeur dans la sauvegarde du patrimoine génétique de races aujourd'hui en danger d'extinction. Les individus les plus représentatifs de chaque race sont sélectionnés et participent à la constitution de banques de sperme. Le principal défi dans l'espèce asine est la technique de dilution, de conservation et la décongélation de la semence. En effet, les taux de gestation obtenus suite à une insémination avec du sperme congelé sont très faibles chez l'âne. Selon les études, ces taux vont de 0 à 11 % ou de 0 à 21 % selon le cryoprotecteur utilisé (Rota et al, 2012 ; tableau 40).

Tableau 40 : Comparaison des taux de gestation par cycle suite à insémination en sperme congelé et selon le cryoprotecteur utilisé.
(D'après Rota et al, 2012).

Cryoprotecteur	Taux de gestation Jument inséminée par sperme d'âne	Taux de gestation Anesse inséminée par sperme d'âne
Glycerol	38 à 53 %	0 à 21 %
Diméthyl sulfoxyde, diméthyl formamide, diméthylacetamide	40 %	0 à 11 %
Ethylène glycol	43 %	

L'expérience de Oliveira et al (2006) confirme ces mauvais résultats en sperme congelé : le sperme prélevé sur un âne brésilien, congelé puis utilisé sur un lot d'ânesses et sur un lot de juments n'a engendré aucune gestation chez les ânesses, alors que l'on obtient un taux de 40 % de gestation dans le lot de juments. Ces résultats montrent que non seulement les traitements appliqués lors de la cryoconservation du sperme altèrent la qualité de ce dernier mais agissent également sur le tractus génital femelle.

L'amélioration des résultats en insémination artificielle chez l'âne passe par l'étude des différentes actions des dilueurs et cryoprotecteurs utilisés ainsi que des effets des traitements physiques de la semence (centrifugation, refroidissement, congélation, décongélation).

2.2.1. Plasma séminal

La présence du plasma séminal constitue une vraie problématique lors des traitements de conservation de la semence. En effet, la présence de certaines protéines et enzymes altère les membranes cellulaires des spermatozoïdes. Le choix du dilueur peut contrecarrer ces effets. Parallèlement, le plasma séminal exerce, au moment de la saillie, une action bénéfique en limitant la réaction inflammatoire de l'utérus.

La plupart des protocoles d'insémination artificielle intègre donc une phase de dilution ou d'extraction partielle du liquide séminal par centrifugation, favorisant ainsi la survie des spermatozoïdes. Miro et al (2009) ont comparé les effets de plusieurs taux de dilution et de la centrifugation des échantillons sur les caractéristiques de la semence (tableau 41). Cette étude démontre l'effet délétère du plasma séminal sur la semence mais ne donne pas de résultats concernant les taux de gestation obtenus avec ces doses. Viles et al (2013a) complètent ces observations en étudiant l'effet du plasma séminal sur la réaction

inflammatoire de l'utérus après une insémination artificielle utilisant des doses congelées/décongelées. Les doses sont issues d'un unique âne mâle puis congelées. Au moment de l'insémination, deux lots sont formés, l'un recevant les doses telles quelles et l'autre recevant en plus un échantillon de plasma séminal provenant de la récolte initiale et également conservé par congélation (tableau 42).

Tableau 41 : Pourcentage de spermatozoïdes vivants chez l'âne catalan après différents traitements. (D'après Miro et al, 2009).

	Spermatozoïdes vivants (%)		
	24 h	48 h	72 h
Dilution 1/1 ^(a)	48,7	34,3	< 25
Dilution 1/5 ^(a)	56,6	40,6	< 25
Dilution 1/10 ^(a)	62,6	48,5	< 25
Centrifugation ^(b)	72,4	66,3	42,1

(a) : Dilution dans du lait UHT

(b) : Dilution au 1/5 dans du lait UHT puis centrifugation puis remise en solution avec dilueur type "Kenney"

La présence de sperme dans le tractus utérin induit un afflux de polynucléaires neutrophiles au niveau endométrial et, contrairement à la jument, la présence ou non de plasma séminal n'influence pas cette réaction. Par contre, on note une nette diminution de cellules positives au marquage de la cyclooxygénase-2 lorsque l'on ajoute le plasma séminal. Cette enzyme intervient notamment dans la synthèse des prostaglandines et dans la chimiotaxie des polynucléaires neutrophiles. Son inhibition par le liquide séminal réduit donc l'amplitude de la réaction inflammatoire. Les mêmes effets sont produits par l'utilisation d'anti-inflammatoires, inhibiteurs de la cyclooxygénase-2, en traitement IV avant et après la saillie (Viles et al, 2013b).

Tableau 42 : Réaction inflammatoire de l'endomètre chez l'ânesse inséminée par du sperme d'âne, 6 heures après l'insémination artificielle. (D'après Viles et al, 2013a).

Lot	Polynucléaires neutrophiles (a)	Eosinophiles (a)	COX 2 (b)
Lot témoin	1,4±0,8	27,9±16,4	3,3±0,9
Lot sans ajout de plasma séminal	124,1±15,4	69±37,2	42,4±16,6
Lot avec ajout de plasma séminal	110,2±21,2	25±12,5	8,2±3,3

(a) : Nombre moyen observé sur 5 échantillons de biopsie de l'endomètre.

(b) : Nombre moyen de cellules contenant la cyclooxygénase-2 (évalué par immunocytochimie sur des biopsies endométriales).

Rota et al (2012) étudient les taux de gestation par cycle obtenus après insémination avec des doses congelées/décongelées, en utilisant différents cryoprotecteurs et en utilisant du plasma séminal comme dilueur avant l'insémination (tableau 43). Les résultats sont encourageants lorsque du liquide séminal est ajouté à la semence avant insémination.

Tableau 43 : Taux de gestation par cycle obtenu après insémination en sperme congelé/décongelé et redilué avec différents milieux. (D'après Rota et al, 2012).

	Glycerol- Plasma séminal	Glycérol- INRA 96 [®]	Ethylène-glycol INRA 96 [®]	Glycerol
Taux de gestation par cycle	61,5 % 8/13	23,1 % 3/13	25 % 2/8	20 % 1/5

L'élimination du plasma séminal lors du traitement de la semence est donc obligatoire si l'on veut augmenter les chances de survie des spermatozoïdes. Par contre, la

dilution des échantillons obtenus après congélation/décongélation avec du liquide séminal constitue une alternative bénéfique pour l'obtention de gestation suite à l'IA.

2.2.2. Dilueurs

L'utilisation de dilueurs se justifie aussi bien en insémination en frais qu'en réfrigéré ou congelé. La préparation des doses doit garantir une concentration minimum en spermatozoïdes ainsi que leur pouvoir fécondant.

Insémination en frais : à partir de la récolte d'un éjaculat, plusieurs doses sont fabriquées, permettant l'insémination de plusieurs femelles.

Insémination en réfrigéré et en congelé : l'utilisation du dilueur doit permettre d'augmenter la durée de vie des spermatozoïdes durant les processus de refroidissement, la semence gardant un taux de fertilité acceptable. Dans ce cadre, l'apport de lipoprotéines qui stabilisent les membranes cellulaires sont bénéfiques. Aujourd'hui, l'utilisation de jaune d'œuf ou de lait UHT constitue la base des dilueurs. Ils peuvent être complétés par l'ajout de différentes molécules, notamment des sucres (glucose, lactose, raffinose, qui apportent de l'énergie) et des sels (citrate de sodium et citrate de potassium).

Rota et al (2008) comparent différents dilueurs pour une insémination en semence réfrigérée et recommandent l'utilisation du dilueur INRA 82 complété par 2 % de jaune d'œuf centrifugé comparativement aux dilueurs INRA 82 seul et INRA 96[®].

Dorado et al (2014) obtiennent de meilleurs résultats avec le dilueur GENT[®] A par rapport à l' INRA 96[®]. La présence de jaune d'œuf dans le dilueur GENT[®] A serait bénéfique.

Contri et al (2010) considèrent le dilueur INRA 96[®] plus performant en ce qui concerne la motilité progressive et la vitalité des spermatozoïdes que le dilueur E-Z MIXIN.

L'apport de jaune d'œuf semble donc avantageux. Son action bénéfique sur les membranes plasmiques est liée à la forte proportion de "Low Density Lipoprotein" (LDL) par rapport aux "High Density Lipoprotein" (HDL), délétères pour la semence. D'autre part, la présence de phospholipides formant un film protecteur autour des membranes des spermatozoïdes constitue un atout pour la protection de ces cellules (Trimèche et al, 1998).

L'adjonction d'anti-infectieux à la semence reste discutable, ceux-ci ayant un effet nocif sur la semence. L'utilisation de sucres constitue une alternative. D'autre part, l'utilisation de la semence fraîche ne nécessite pas d'ajout d'antibiotiques, la flore bactérienne n'ayant pas le temps de se développer suffisamment (Sennes, 2012). Néanmoins, certains dilueurs tels que l'INRA 96[®] en sont déjà pourvus. On utilise principalement la pénicilline G et la gentamycine.

2.2.3. Cryoprotecteur

Le processus de congélation/décongélation est traumatisant pour les spermatozoïdes et l'ajout de cryoprotecteur doit permettre de protéger les membranes cellulaires contre les chocs osmotiques qu'elles subissent. Malheureusement, ces cryoprotecteurs sont souvent efficaces sur les membranes plasmiques et acrosomales mais peu sur les membranes mitochondriales. La motilité des spermatozoïdes en est d'autant plus affectée.

Chez l'âne, les résultats en insémination avec de la semence congelée/décongelée sont catastrophiques. Le choix du cryoprotecteur constitue donc un enjeu majeur.

Le cryoprotecteur le plus utilisé en équine reste le glycérol. Il abaisse la concentration extracellulaire en sels et augmente la part d'eau non congelée présente autour des spermatozoïdes, séquestrés entre de gros cristaux de glace. Malheureusement, son adjonction est dommageable pour la qualité de la semence en particulier chez l'âne (baisse de la motilité et de l'intégrité de l'acrosome des spermatozoïdes). Des essais d'insémination après extraction du glycérol après décongélation ont donné des résultats différents. Huit gestations sur 21 cycles ont été obtenues mais seulement 3 sont arrivées à terme (Trimèche et al, 1998).

L'emploi d'amides (methylformamide, dimethylformamide, diméthylacétamide), de poids moléculaire inférieur au glycérol et qui ainsi passe mieux la barrière cellulaire des spermatozoïdes, diminue le choc osmotique subit par ces cellules. L'étude de Vidament et al (2009) montre une augmentation de la fertilité lorsque l'on remplace le glycérol par du diméthylformamide seulement en cas de réfrigération de la semence. Les résultats obtenus après congélation/décongélation sont équivalents à ce qui est observé avec le glycérol. Ces observations sont confirmées par l'étude de Oliveira et al (2006) qui n'obtiennent aucune gestation que ce soit en utilisant du glycérol, du diméthylformamide, du diméthylacétamide ou du diméthylsulfoxyde.

L'éthylène-glycol est mentionné en remplacement du glycérol, mais aucune étude comparative chez l'âne en semence congelée n'est disponible. Par contre, l'emploi d'éthylène-glycol en semence réfrigérée n'entraîne pas de baisse de fertilité par rapport à de la semence fraîche, contrairement au glycérol (Vidament et al, 2009).

L'apport d'acides aminés tels que glutamine, proline et taurine semble également améliorer les caractéristiques du sperme et notamment la motilité des spermatozoïdes en les protégeant durant la phase de refroidissement. Ces résultats sont confirmés par l'étude de Trimèche et al (1998) qui ont observé un effet bénéfique surtout en cas de congélation/décongélation de la semence. La glutamine agit en préservant les défenses enzymatiques des spermatozoïdes en limitant leur dénaturation. Les peroxydations des phospholipides membranaires sont ainsi limitées. Tous les acides aminés n'agissent pas de la même façon : la proline, par exemple, limite la dénaturation des phosphofructokinase alors que la glutamine limite la dénaturation des lactates et alcool déshydrogénases.

Alvares et al (2006) et Jepsen et al (2010) ont testé l'ajout de cholestérol dans le milieu avant congélation et obtiennent des résultats encourageants en ce qui concerne la motilité et la vitalité des spermatozoïdes après décongélation. Le cholestérol stabilise la membrane constituée de phospholipides. Il est introduit ici par l'utilisation de méthyl- β -cyclodextrine. Les meilleurs résultats sont obtenus pour des concentrations de 2 mg de complexe cholestérol- méthyl- β -cyclodextrine/ 120×10^6 spermatozoïdes, incubés à 20°C avant la phase de refroidissement. Les mêmes résultats sont obtenus dans différentes espèces avec pour chacune une concentration et une température d'incubation optimale spécifique.

2.2.4. Autres facteurs

◆ En premier lieu, le mode de refroidissement de la semence apparaît particulièrement important, le choc thermique étant fatal pour les spermatozoïdes. Une baisse progressive de la température est alors recommandée. Dans ce cadre, la semence est dans un premier temps traitée à 35°C, avant d'être remise en dilution à 22°C. Une descente en température lente (1 heure) jusqu'à 4 ou 5°C (températures idéales pour la réfrigération de la semence) est alors effectuée (Sennes, 2012).

◆ Dans le cas de la congélation des doses, il existe une zone critique (entre +4°C et -7°C) durant laquelle le dilueur change d'état ce qui provoque une légère augmentation de température délétère pour les spermatozoïdes (Sennes, 2012).

◆ Le transport des doses constitue également un facteur de perte de qualité de la semence, les conditions n'étant pas toujours idéales pour garder les échantillons à une température constante (Sennes, 2012).

◆ La saison de prélèvement semble également influencer la qualité des doses : durant les jours courts (automne et hiver), les ânes mâles nécessitent d'être plus largement stimulés pour obtenir une érection de bonne qualité. Ceci se traduit par une augmentation des sécrétions des glandes annexes et donc du volume des éjaculats. Ainsi les caractéristiques de la semence sont modifiées et présentent une concentration en spermatozoïdes plus faible ainsi qu'un pH plus acide. Ces observations sont à l'opposé de ce qui est connu chez le cheval. Les autres caractéristiques du sperme varient également selon la saison et notamment la motilité

progressive qui apparaît meilleure au printemps. Cependant, le facteur individuel contrecarre souvent ses données.

◆ Le facteur individuel est prédominant avec des baudets dont les caractéristiques des éjaculats seront toujours meilleures que celles des d'autres. On note que sur un éjaculat recueilli, on observe en moyenne un pourcentage de spermatozoïdes viables de 80 % contre 55 à 65 % chez le cheval.

◆ La concentration en spermatozoïdes de la paillette congelée influe sur la qualité de la semence après décongélation. Ainsi, plus la concentration en spermatozoïdes y est importante, plus on observe de gamètes immobiles après décongélation. Les paillettes sont alors moins fertiles (Contri et al, 2012).

3. PREPARATION DES FEMELLES

La préparation des doses et la qualité de la semence en insémination artificielle constituent donc une étape importante mais, parallèlement, la détection de l'œstrus et plus précisément de l'ovulation chez les ânesses est essentielle. Dans ce cadre, les protocoles d'induction de l'ovulation utilisés chez la jument sont également envisagés chez l'ânesse.

3.1. Molécules utilisées

L'utilisation d'Human Chorionic Hormone (hCG) et d'analogues de la GnRH comme la buséreline, a été largement étudié chez la jument. Les données existantes chez l'ânesse sont plus rares mais des essais de protocoles ont été effectués.

◆ L'hCG : son activité biologique, comparable à LH, explique sa capacité à induire l'ovulation d'un follicule préovulatoire. Les doses testées chez l'ânesse sont de 2000 à 2500 UI en injection intraveineuse lorsqu'un follicule pré-ovulatoire de diamètre compris entre 30 et 35 mm est détecté. Les taux d'ovulation obtenus entre 24 et 48 h sont de 62,5 % (Carluccio et al, 2006a).

◆ GnRH et analogues : chez l'ânesse a été testé un analogue de la GnRH, la léciréline. La dose utilisée est de 100 µg en injection unique par voie intraveineuse après détection de follicules préovulatoires de 30 à 35 mm. Les taux d'ovulation obtenus sont de 81 % à moins de 48 h (Carluccio et al, 2007). Récemment, la buséreline a été utilisée chez l'ânesse à raison d'une injection unique de 0,1 mg par voie sous-cutanée (follicules préovulatoires d'au moins 31 à 34 mm). Les taux d'ovulation obtenus sont de 78 à 81 % (Dang-Nguyen, 2014).

3.2. Protocoles d'induction

Les ânesses destinées à être inséminées bénéficient, le plus souvent, d'un suivi gynécologique par échographie. Dès les premiers signes de chaleur détectés, les femelles subissent des examens échographiques destinés à surveiller le développement des follicules préovulatoires. Il s'agit également d'optimiser le nombre de doses nécessaires à une gestation. L'induction de l'ovulation apparaît dans ce cadre un moyen efficace d'augmenter les taux de fertilité.

L'objectif est de détecter les follicules préovulatoires amenés à ovuler sous l'action des différents traitements et de déterminer l'intervalle entre l'induction et l'ovulation. D'autre part, il est intéressant de connaître les doses optimales pouvant être utilisées chez l'ânesse.

L'étude de Rota et al (2012) propose l'injection de 2000 UI d'hCG en intraveineux, l'insémination en doses congelées contenant 500×10^6 spermatozoïdes intervenant 16 à 18 h suivant l'injection. Si l'ovulation n'intervient pas avant 24 h, les femelles sont ré-inséminées 36 à 38 h après l'induction.

Carluccio et al (2007) comparent les protocoles d'induction de l'ovulation à l'aide de hCG ou de léciréline chez l'ânesse (tableau 44). Les résultats obtenus avec l'analogue de GnRH sont très encourageants, même si les injections d'hCG paraissent plus efficaces. Néanmoins, la production d'anticorps-anti-hCG, lors d'utilisation répétée de cette hormone, rend les traitements moins efficaces. Les analogues de la GnRH constituent alors une option intéressante (Carluccio et al, 2007).

Tableau 44 : Comparaison des effets de hCG et de Léciréline dans les protocoles d'induction de l'ovulation chez des ânesses de race Martina Franca.
(D'après Carluccio et al, 2007).

Groupes		Ovulation à 48 h	Ovulation entre 25 et 48 h
Follicule préovulatoire 30-35 mm	hCG ^a	11/12 (91,7 %)	10/12 (83,3 %)
	Léciréline ^b	19/23 (82,6 %)	16/23 (69,6 %)
	Lot témoin	0/33 (0 %)	0/33 (0 %)
Follicule préovulatoire 36-40 mm	hCG ^a	15/15 (100 %)	13/15 (86,7 %)
	Léciréline ^b	16/20 (80 %)	13/20 (65 %)
	Lot témoin	10/33 (30,3 %)	6/33 (18,2 %)

a : Injection unique de 2500 UI hCG, intraveineux.

b : Injection unique de 100 µg léciréline, intraveineux.

L'étude de Dang-Nguyen (2014) détermine la dose minimale de buséréline chez l'ânesse, qui s'avère beaucoup plus faible que chez la jument. En effet, chez l'ânesse, l'injection unique d'une dose de 40 µg a la même efficacité qu'une dose de 100 µg (respectivement 13/16 et 12/16 ovulations à 48 h). Dans cette étude la taille des follicules préovulatoires au moment de l'induction est de 32 mm minimum.

L'existence d'une corrélation entre la taille du follicule préovulatoire et l'intervalle entre induction et ovulation reste très discuté selon les études . Aucune conclusion ne peut être apportée aujourd'hui.

L'utilisation de la buséréline en protocole d'induction de l'ovulation chez l'ânesse constitue donc une bonne alternative à l'utilisation de l'hCG. Sa mise en œuvre en pratique est facilitée par la nécessité de n'effectuer qu'une seule injection SC chez l'ânesse. Par contre les conséquences sur les étapes suivant l'insémination (fécondation et gestation) n'ont pas été étudiées chez l'ânesse.

L'insémination artificielle chez l'âne constitue une étape majeure dans la sauvegarde du patrimoine génétique de races en voie d'extinction. Si les résultats obtenus en semence fraîche et réfrigérée sont corrects, les taux de fertilité rencontrés en semence congelée sont en revanche très faibles. Les dilueurs et cryoprotecteurs utilisés de façon efficace chez le cheval ne le sont pas chez l'âne. Les semences décongelées sont de faible qualité et les réactions du tractus génital femelle diffèrent de ce qui existe chez la jument. De gros efforts de recherche sont encore nécessaires pour aboutir à des résultats convenables.

II. TRANSFERT D'EMBRYONS

1. TRANSFERT EMBRYONNAIRE DANS L'ESPECE ASINE

Le transfert embryonnaire est de nos jours une technique bien maîtrisée chez le cheval. Il permet, d'une part, à une femelle ne pouvant pas mener une gestation à terme de produire une descendance et, d'autre part, de multiplier le nombre de produits par individu.

Cette technique peut également apporter une réponse aux problématiques de diminution du nombre d'individus pour une espèce d'équidé donnée en utilisant des transferts d'embryons interspécifiques (Ecuier, 2005).

D'autre part, le transfert d'embryons a permis de préciser les phénomènes immunitaires mis en jeu durant la gestation. Ainsi, des embryons mules ou bardots sont transférés chez des femelles de type cheval ou âne. Des embryons cheval sont transférés chez des ânesses et inversement. Tous les modèles de transfert donnent des résultats satisfaisants sauf le transfert d'un embryon âne chez une jument. Dans ce cas, les gestations n'aboutissent qu'exceptionnellement.

Cette technique reste coûteuse et réservée aux animaux de grande valeur génétique.

Enfin, le transfert embryonnaire requiert une forte technicité. En 2009, 68 centres de reproduction ont déclaré au moins un acte de transfert d'embryon en France. Chez le cheval, le taux de gestation à 45 jours par embryon transféré est de 50 à 75 % (Caillaud et Doligez, 2015). Ce taux varie de 5,5 à 44,4 % selon les études lors de transfert d'un embryon âne chez une ânesse (tableau 45).

Tableau 45 : Taux de gestation à 50 jours selon différentes études après transfert embryonnaire âne-âne.

Etude	Effectif	Résultats
Vendramini et al (1997b)	19 embryons Baudet du Poitou - 18 ânesses	5,5 % (1/18)
Camillo et al (2010)	58 embryons Pantasca - 16 ânesses Ragasuna (expérience menée sur 2 années)	15,5 %
Pena-Alfaro et al (2014)	10 embryons Pega - 9 ânesses de race croisée	44,4 % (4/9)

En France, le premier succès suite à un transfert d'embryon date de 1997 dans le cadre d'un travail de recherche au sein de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes (Vendramini et al, 1997b). 14 embryons sont récoltés et transférés chez des donneuses, 6 par voie chirurgicale, 8 par voie cervicale dont 2 chez la même ânesse. Trois gestations sont obtenues dont une gémellaire, mais une seule sera confirmée à 50 jours.

La première condition à satisfaire lors du transfert embryonnaire est la synchronisation du moment de l'ovulation chez la donneuse et la receveuse.

2. SYNCHRONISATION DES FEMELLES

Les protocoles employés chez la jument peuvent être appliqués chez l'ânesse. Deux types de protocoles sont utilisés, l'un ne faisant intervenir qu'une seule molécule, les prostaglandines (protocole homogène), l'autre utilisant prostaglandines et progestérone et parfois œstradiol (protocole mixte). L'emploi d'hCG, qui déclenche l'ovulation est également plébiscité.

2.1. Différents protocoles

Les prostaglandines F2 α (PGF_{2 α}) ont pour effet de provoquer la lyse du corps jaune et donc d'induire une phase d'œstrus. Chez la jument, la sensibilité du corps jaune à l'action des prostaglandines est optimale entre 6 à 11 jours après l'ovulation. Un corps jaune de moins de 5 jours sera très peu sensible. Chez l'ânesse, il n'y a pas de différences significatives de

sensibilité du corps jaune aux prostaglandines entre 3 et 9 jours post-ovulation. Le corps jaune est donc sensible plus précocement au cours de la phase lutéale que chez la jument (Carluccio et al, 2006b).

◆ Protocole homogène : 2 injections de $\text{PGF}_{2\alpha}$ effectuée à 15 jours d'intervalle. La dose de $\text{PGF}_{2\alpha}$ dépend de la corpulence des animaux. Vendramini et al (1997a) utilisent 250 μg de cloprosténol pour des animaux dont le poids est inférieur à 350 kg et 375 μg dans le cas d'ânesses plus lourdes (figure 40).

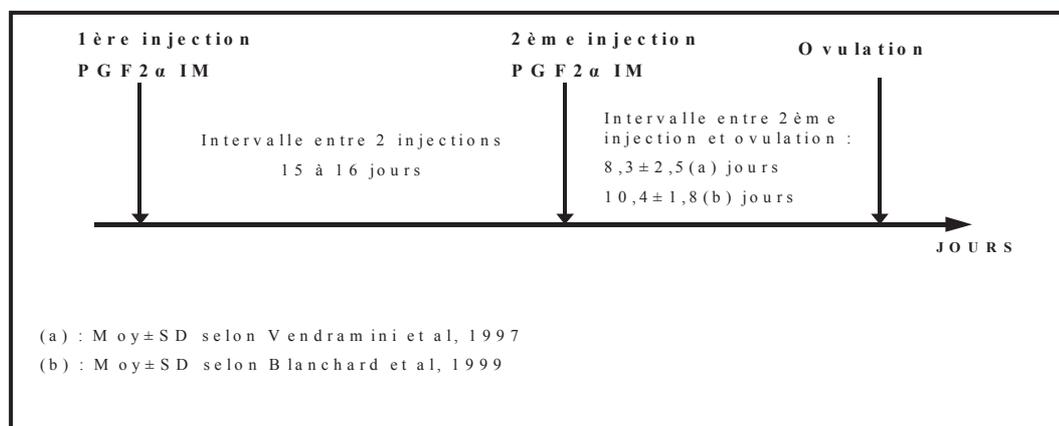


Figure 40 : Protocole de synchronisation des ânesses par administration de $\text{PGF}_{2\alpha}$.
(D'après Blanchard et al, 1999 ; Vendramini et al, 1997a).

◆ Protocoles mixtes : l'injection de $\text{PGF}_{2\alpha}$ fait suite à l'administration journalière de progestérone durant 8 jours. Vendramini et al (1997a) utilisent des administrations per os de 40 mg d'altrenogest par jour pendant 8 jours puis une injection par voie intramusculaire de 250 ou 375 μg de cloprosténol le 8ème jour (figure 41). Une alternative consiste à utiliser dans la première phase une association progestérone/ 17β -œstradiol en injections intramusculaire durant 10 jours, l'ovulation intervient alors $14,5 \pm 1,7$ jours après la dernière injection (Blanchard et al, 1999). L'utilisation du 17β -œstradiol est interdite en Europe depuis 2006, ce protocole n'est donc pas utilisé dans les pays concernés.

Les femelles reçoivent une injection unique de prostaglandines destinée à lyser le corps jaune et provoquer l'œstrus. Puis, dès la détection d'un follicule ovulatoire de plus de 30 mm ainsi que d'un œdème de l'utérus, on administre 1500 à 2000 UI d'hCG par voie intraveineuse ou bien d'analogue de la GnRH. On retrouve ici les protocoles de déclenchement de l'ovulation décrits précédemment.

Ce dernier protocole a l'avantage de déclencher l'ovulation rapidement après l'arrêt des traitements (Pena-Alfaro et al, 2014). Les donneuses sont inséminées 24 à 36 h après la dernière injection (figure 42). L'inconvénient majeur de l'utilisation de l'hCG reste son action immunogène.

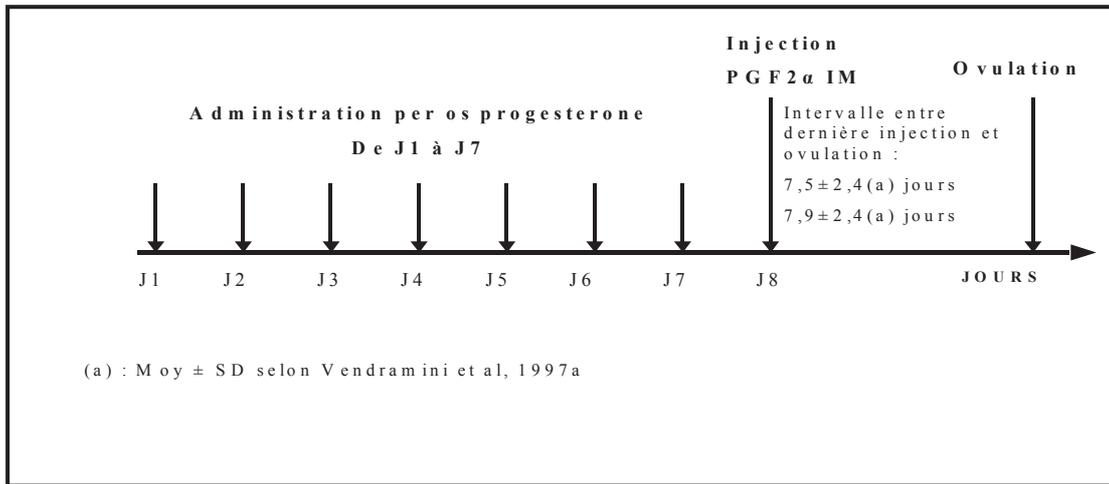


Figure 41 : Protocole de synchronisation des ânesses par administration de progestérone et injection finale de PGF_{2α}.
(D'après Vendramini et al, 1997a)

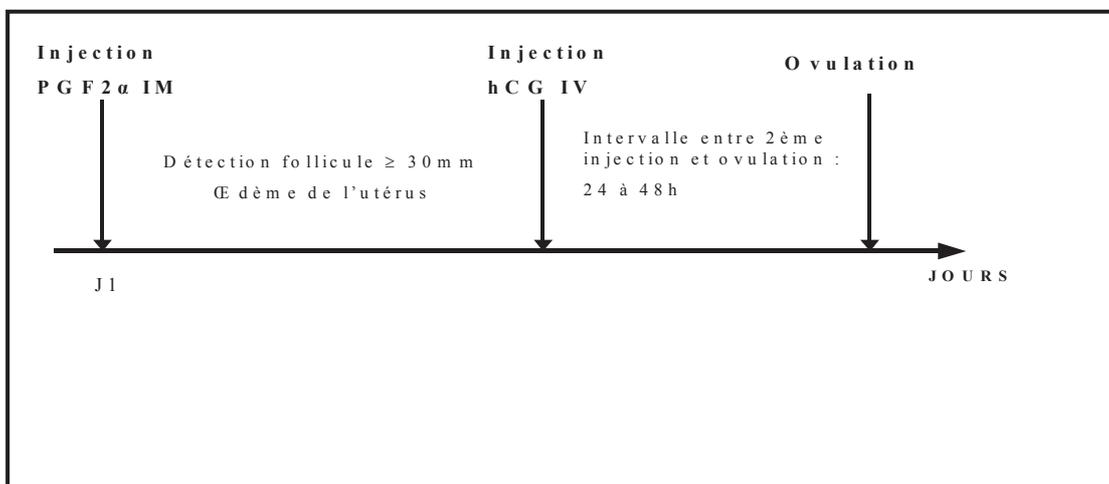


Figure 42 : Protocole de synchronisation des ânesses par utilisation de PGF_{2α} et d'hCG.
(D'après Pena-Alfaro et al, 2014).

2.2. Synchronisation des femelles

Il s'agit de synchroniser les femelles de façon à optimiser les chances de réussite du transfert d'embryon. Les jours d'ovulation n'étant pas évaluables précisément, on considère qu'il faut 10 receveuses par donneuse pour un écart d'ovulation de 24 h et 3 receveuses par donneuse pour un écart de 48 h. Les protocoles de synchronisation sont efficaces lorsque les différences entre les jours d'ovulation des donneuses et des receveuses sont de -1 à +2 jours maximum (Vendramini et al, 1997a).

Classiquement, le transfert d'embryon s'effectue chez une receveuse de J + 5 à J + 9 post-ovulation. Chez l'ânesse, Camillo et al (2010) testent des intervalles ovulation-transfert allant de 3 à 8 jours. Le taux de gestation à 14 jours ne semble pas affecté par cet intervalle. Par contre, le taux de gestation à 50 jours est maximal lorsque le transfert est effectué 5 à 6 jours après l'ovulation (tableau 46). Ces observations sont également valables chez la jument, les pertes embryonnaires étant les plus faibles lorsque l'intervalle ovulation-transfert est de 5 à 6 jours. Le protocole idéal, d'après Camillo et al (2010), est représenté figure 43.

Tableau 46 : Influence de l'intervalle ovulation-transfert chez la receveuse sur le taux de gestation à 50 jours. (D'après Camillo et al, 2010).

Intervalle ovulation-transfert	Nombre de gestations à J + 14	Nombre de gestations à J + 50
3 jours	2	1
5 à 6 jours	7	7
7 à 8 jours	4	3

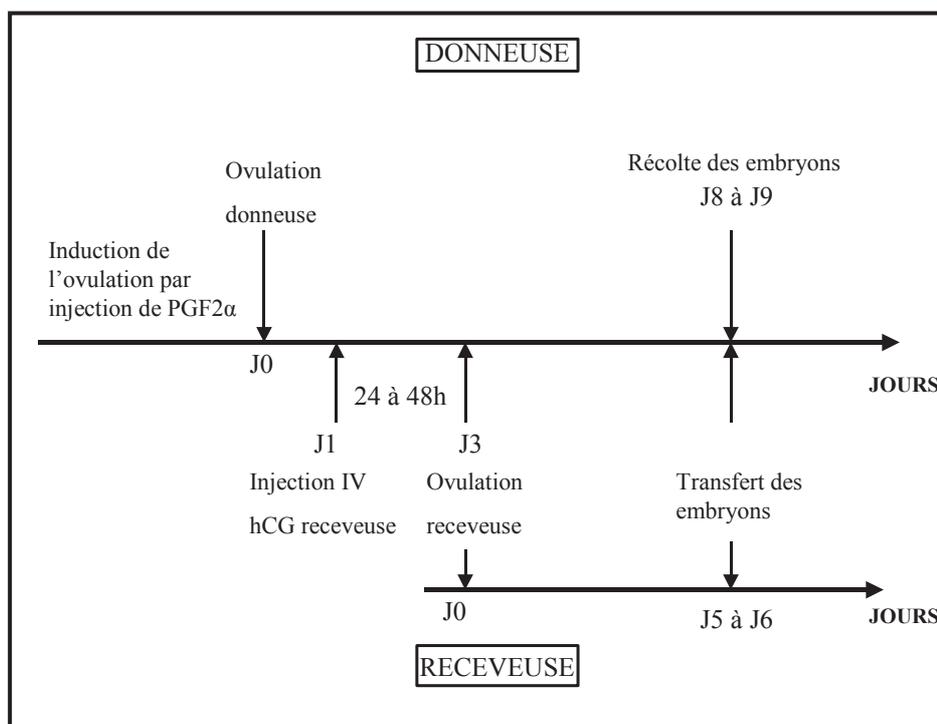


Figure 43 : Protocole de transfert d'embryons chez l'ânesse. (D'après Camillo et al, 2010).

3. TRANSFERT EMBRYONNAIRE

Plusieurs facteurs conditionnent la réussite du transfert embryonnaire chez les équidés. On distingue notamment l'influence du jour de la récolte, du nombre d'ovulations induites, de l'âge des donneuses et de la qualité de la semence. Le nombre de récoltes par individu et le traitement des embryons sont également à prendre en compte.

3.1. Facteurs liés à la donneuse

Si l'âge de la femelle donneuse influe sur le taux de réussite en transfert embryonnaire, le nombre d'ovulations induites ainsi que le nombre de récoltes lors d'une saison de reproduction sont des facteurs à considérer.

Les taux de gestation sont plus élevés lorsque l'on prélève de jeunes femelles par rapport à des individus plus âgés. De plus, lors de récoltes successives, le risque d'induire des endométrites est plus important chez les individus âgés.

D'autre part, le nombre d'embryons récoltés est directement corrélé au nombre d'ovulations par cycle. Ceci se retrouve aussi bien chez l'ânesse que chez la jument (Camillo et al, 2010 ; tableau 47).

Tableau 47 : Comparaison des taux de récolte d'embryons chez l'ânesse et la jument en fonction du nombre d'ovulations.

(D'après Camillo et al, 2010).

	Anesse	Jument
Simple ovulation	63 %	65 %
Double ovulation	133 %	136 %

La tentation d'induire des ovulations multiples chez les donneuses est devenu une piste de recherche. En effet, les équidés répondent très mal aux traitements de superovulation contrairement à d'autres animaux d'élevage (bovins par exemple). Néanmoins, certains protocoles tels que l'administration de gonadotrophines d'origine pituitaire en quantité suffisante paraît efficace chez la jument (Verdin, 2014). Pour l'instant, aucune donnée n'est disponible chez l'ânesse.

3.2. Facteurs liés à la récolte et à la qualité des embryons

Alors que les techniques de prélèvement sont actuellement bien maîtrisées, on cherche à établir l'influence du jour de la récolte des embryons sur le taux de récolte et sur la qualité des embryons.

Classiquement, les récoltes s'effectuent 7 à 9 jours post-ovulation. La qualité des embryons est ensuite évaluée morphologiquement et classée du grade 1 (excellent) au stade 4 (mauvais).

Le taux de récolte dépend du jour de prélèvement et dans l'étude de Camillo et al (2010), ces valeurs sont respectivement de 12 %, 83 % et 75 % pour des récoltes à 7, 8 et 9 jours.

A ce stade, l'embryon se trouve au stade blastocyste ou blastocyste mature. Chez l'âne, la taille des embryons récupérés est inférieure à 2mm. Cette petite taille facilite les manipulations qui, sur les gros embryons sont source de lésions (Camillo et al, 2010). Panzani et al (2012) mesurent la taille des embryons en fonction de leur âge. Ils obtiennent des valeurs de 666 ± 378 μm pour des embryons de 8 jours et 1005 ± 545 μm pour des embryons de 9 jours. Chez la jument, la taille des embryons âgés de 8 jours est d'environ 1 mm. Les juments sont récoltées classiquement entre le 7ème et le 8ème jour de gestation. Les embryons ont alors une taille de 400 μm facilement manipulables.

Camillo et al (2010) observent un taux de gestation 4 fois plus faible dans le cas d'embryons traités dans une solution de PBS par rapport à l'utilisation de Ringer lactate ou d'Emcare (respectivement 7,1 % et 27,2 %). La plupart des manipulateurs utilisent dorénavant des solutions de Ringer lactate chez l'ânesse.

3.3. Facteurs liés à la technique de transfert

Deux techniques d'implantation de l'embryon chez les femelles receveuses s'affrontent : la technique par cathétérisme du col, méthode non chirurgicale, et la technique d'implantation par laparotomie latérale ou ventrale.

Les techniques non chirurgicales de transfert ont été accusées d'être, chez l'âne, responsables des faibles taux de gestation observés. L'hypothèse avancée fait intervenir une augmentation du taux de prostaglandines liées à la cathétérisme du col, plus difficile chez l'ânesse du fait de sa conformation. Ce pic de prostaglandines serait responsable d'une baisse du taux de progestérone, délétère pour le maintien de la gestation.

Dans l'étude de Vendramini et al (1997b), 1 gestation sur 6 transferts chirurgicaux est obtenue contre 2 gestations sur 8 transferts non chirurgicaux. Dans un premier temps, sur 5 embryons transférés, aucune gestation n'avait été obtenue et ce, quelque soit la méthode de transfert utilisée.

Or, dans l'étude de Panzani et al (2012), seules 2 ânesses ont présentées un pic de $PGF_{2\alpha}$, non suivi par une diminution du taux de progestérone. De plus, 5 embryons de type cheval ont été transférés chez des ânesses avec un taux de gestation de 100 % à 14 et 25 jours post-ovulation.

D'autre part, Pena-Alfaro et al (2014) obtiennent des taux de gestation de 44,4 % après transferts non chirurgicaux.

La technique de transfert ne peut donc être donnée comme entièrement responsable du faible taux de réussite dans l'espèce asine.

Les protocoles de synchronisation des chaleurs connus chez la jument sont donc adaptés également chez l'ânesse. Par contre, les taux de gestation suite aux transferts d'embryons dans cette espèce restent très faibles. Les meilleurs résultats sont obtenus lors d'une récolte des embryons chez les donneuses 8 à 9 jours post-ovulation. et, lors de transfert chez les receveuses 5 à 6 jours post-ovulation. Chez l'ânesse, les embryons récoltés sont de taille et de qualité équivalente à ce qui est obtenu chez la jument. La technique non chirurgicale de transfert reste valide chez l'ânesse et l'on préférera traiter les embryons dans des milieux de type Ringer lactate plutôt que PBS.

CONCLUSION

Aux disparités anatomiques observées entre l'âne et le cheval, correspondent des différences dans la physiologie des appareils reproducteurs. La présence d'un cycle sexuel tout au long de l'année chez la plupart des ânesses en est la principale manifestation.

Les rituels d'accouplement sont également très différents de ce qui est observé chez le cheval. Les conséquences pour la gestion des individus lors de la production d'hybrides et dans les protocoles de reproduction assistée sont à prendre en considération.

Historiquement, le croisement âne-cheval revêt un intérêt majeur dans les domaines de l'agriculture, le transport et le portage. Dans ce cadre le croisement d'une jument et d'un âne mâle est largement plébiscité par rapport à son croisement réciproque. L'étude de ces gestations interspécifiques a de plus constitué un enjeu scientifique majeur pour la connaissance des phénomènes hormonaux et immunologiques mis en cause dans les premières phases de la gestation des équidés.

Actuellement, ces individus sont bien moins plébiscités, ce qui entraîne une très nette baisse des effectifs, qui se répercute sur les populations de races parentales. La sauvegarde de ces races passe par la volonté de certains passionnés qui cherchent à mettre en avant les qualités de ces individus dans la pratique de disciplines de loisirs.

A contrario, la miniaturisation des races d'âne semble correspondre à une nouvelle demande en animal de compagnie. Quelques éleveurs proposent même des mules miniatures.

La maîtrise des biotechnologies a ouvert d'autres pistes de recherche pour la sauvegarde du patrimoine génétique des races en voie de disparition. Mais, alors que ces protocoles sont bien maîtrisés chez le cheval, ils sont beaucoup moins efficaces dans l'espèce asine. Néanmoins, on se rappelle que le premier équidé cloné fut une mule en 2003, et que cette technique est maintenant largement utilisée chez le cheval.

Les diverses races d'âne sont souvent associées à un territoire, et la sauvegarde des individus passe par la défense de ces identités culturelles. Ainsi, on est toujours heureux de croiser les ânes en culotte de l'île de Ré ou les grands baudets du Poitou avec leur toison spectaculaire. L'implication des éleveurs dans la défense et la valorisation de ces races locales reste essentielle pour leur sauvegarde.

BIBLIOGRAPHIE

ABU-SEIDA AM, TORAD FM (2014). Diphallia and double scrota in a donkey : A case report. *Research Opinions in Animal and Veterinary Science*, **4** (3), 117-119.

ALLEN WR (1975). The influence of fetal genotype upon endometrial cup development and PMSG and progesterone production in equids. *Journal of Reproduction and Fertility*, Suppl. **23**, 405-413.

ALLEN WR, KYDD JH, ANTCZAK DF (1993). Interspecies and extraspecies pregnancies. In : MCKINNON & VOSS, *Equine reproduction*, Ed Philadelphia : Lea and Febiger, Chapitre **63**, 536-553, 1137p.

ALLEN WR, SHORT RV (1997). Interspecies and extraspecies pregnancies in Equids : anything goes. *Journal of Heredity*, **88** (5), 384-392.

ALVARES AL, SERRES C, TORRES P, CRESPO F, MATEOS E, GOMEZ-CUETARA C (2006). Effect of cholesterol-loaded cyclodextrin on the cryopreservation of donkey spermatozoa. *Animal Reproduction Science*, **94**, 89-91.

ARONOFF N (2010). The donkey neonate. In : *Veterinary Care of Donkeys*, MATTHEWS NS and TAYLOR TS (Eds.) (en ligne). Disponible sur: <http://www.ivis.org>. (consulté le 06/03/2014).

ATASEVEN VS, DAGALP SB, GÜZEL M, BASARAN Z, TAN MT, GERAGHTY B (2009). Prevalence of equine herpesvirus-1 and herpesvirus-4 infections in equidae species in Turkey as determined by ELISA and multiplex nested PCR. *Research in Veterinary Science*, **86**, 339-344.

BARONE R (1978). *Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome troisième : splanchnologie. fascicule II appareil uro-génital, Fœtus et ses annexes, Péritoine et topographie abdominale*. Lyon : Ecole Nationale Vétérinaire. 951p.

BAVERUD V, NYSTRÖM C, JOHANSSON KE (2006). Isolation and identification of *Taylorella asinigenitalis* from the genital tract of a stallion, first case of a natural infection. *Veterinary Microbiology*, **116**, 294-300.

BEELE X (2005). La reproduction chez les ânes, 2ème partie. *Les cahiers de l'âne*, **10**, 40-41.

BENIRSCHKE K (2007). Zebra species : *Equus grevyi*. In : *Comparative placentation* (en ligne). Disponible sur <http://www.ivis.org>. (consulté le 16/01/2015).

BETSCH JM (2012). Visite d'achat de la jument poulinière. In : *Proceedings des Journées Annuelles de l'Association Vétérinaire Equine Française* (en ligne). Disponible sur <http://www.ivis.org>. (consulté le 04/06/2014).

BLANCHARD TL, TAYLOR TS, LOVE CL (1999). Estrous cycle characteristics and response to estrus synchronization in mammoth asses (*Equus asinus americanus*). *Theriogenology*, **52**, 827-834.

BLANCHARD TL & TAYLOR TS (2005). Estrous Cycle Characteristics of Donkeys with Emphasis on Standard and Mammoth Donkeys. In : *Veterinary Care of Donkeys* (en ligne). Disponible sur <http://www.ivis.org>. (consulté le 04/06/2014).

- BOETA M, ZARCO L (2010). Endocrine alterations around the the time of abortion in mares impregnated with donkey or horse semen. *Animal Reproduction Science*, **121**, 124-130.
- BOETA M, CALDERONE F, COSTILLA C, ZARCO L (2014). Effect of a GnRH antagonist on follicular development, luteal function and fetal viability in mares carrying equine or mule pregnancies. *Journal of Equine Veterinary Science*, **34**, 202-203.
- BREUIL MF, DUQUESNE F, SEVIN C, LAUGIER C, PETRY S (2010). Indirect immunofluorescence test using polyclonal antibodies for the detection of *Taylorella equigenitalis*. *Research in Veterinary Science*, **88**, 369-371.
- BRUGERE H (1992). La reproduction. In : *Document d'enseignement post-universitaire, unité de physiologie et thérapeutique*, ENVA.
- CAILLAUD M, DOLIGEZ P (2015). Le transfert d'embryons chez les équidés (en ligne). Disponible sur <http://www.haras-nationaux.fr/information/accueil-equipaedia/reproduction/techniques-de-reproduction/transfert-dembryons.html>. (consulté le 15/02/2015).
- CAMILLO F, PANZANI D, SCOLLO C, ROTA A, CRISCI A, VANNOZZI I, BALBO S (2010). Embryo recovery rate and recipients' pregnancy rate after nonsurgical embryo transfer in donkey. *Theriogenology*, **73**, 959-965.
- CANISSO IF, COUTINHO DA SILVA MA, DAVIES MOREL MCG, Mc DONNELL SM (2009a). How to manage jacks to breed mares. In : *55th Annual Convention of the American Association of Equine Practitioners*, Las Vegas, USA, 342-348.
- CANISSO IF, DAVIES MOREL MCG, Mc DONNELL SM (2009b). Strategies for the management of donkey jacks in intensive breeding systems. *Equine Veterinary Education*, **21** (12), 652-659.
- CANISSO IF, CARVALHO GR, DAVIES MOREL MCG, GUIMARAES JD, Mc DONNELL SM (2010). Sexual behaviour and ejaculate characteristics in pega donkey (*Equus asinus*) mounting estrous horse mares (*Equus caballus*). *Theriogenology*, **73**, 56-63.
- CANISSO IF, BALL BA, TROEDSSON MH, SILVA E, DAVOLLI G (2013). Decreasing pH mammary gland secretions predict foaling and are correlated with electrolyte concentrations in prefoaling mares. In : *Proceedings of the 59th convention of the American Association of Equine Practitioners*, 7-11 décembre 2013, Nashville, TN, USA, 529-530.
- CARLUCCIO A, TOSI U, CONTRI A, DE AMICIS I, FAUSTINI M, VERONESI MC (2006a). Correlation between follicular size and ovulation induction in Martina Franca jennies. In : *Proceedings of the 9th International Congress of World Equine Veterinary Association*, 22-26 janvier 2006, Marrakech, Morocco, 245-246.
- CARLUCCIO A, TOSI U, CONTRI A, DE AMICIS I, FAUSTINI M, VERONESI MC, (2006b). Corpus luteum sensitivity to PGF2 α administration in the Martina Franca jenny. *Veterinary Research Communication*, **30** (suppl.1), 171-173.
- CARLUCCIO A, PANZANI S, TOSI U, FAUSTINI M, DE AMICIS I, VERONESI MC (2007). Efficacy of hCG and GnRH for inducing ovulation in the jenny. *Theriogenology*, **68**, 914-919.

- CARLUCCIO A, PANZANI S, TOSI U, RICCABONI P, CONTRI A, VERONESI MC (2008a). Morphological features of the placenta at term in the Martinica Franca donkey. *Theriogenology*, **69**, 918-924.
- CARLUCCIO A, DE AMICIS I, PANZANI S, TOSI U, FAUSTINI M, VERONESI MC (2008b). Electrolytes changes in mammary secretions before foaling in jennies. *Reproduction in Domestic Animals*, **43**, 162-165.
- CARLUCCIO A, CONTRI A, AMENDOLA S, DE ANGELIS E, DE AMICIS I, MAZZATENTA A (2013a). Male isolation : a behavioral representation of the pheromonal "female effect" in donkey (*Equus asinus*). *Physiology & Behavior*, **118**, 1-7.
- CARLUCCIO A, PANZANI S, CONTRI A, BRONZO V, ROBBE D, VERONESI MC (2013b). Influence of season on testicular morphometry and semen characteristics in Martina Franca jackass. *Theriogenology*, **79**, 502-507.
- CASINI L, SGORBINI M, MAGNI L, CORAZZA M, GATTA D (2006). Apparent digestibility of two diets in the Amiata breed on donkey in late pregnancy. Dans N. MIRAGLIA & W. MARTIN-ROSSET, *Nutrition and feeding of broodmare*, Wageningen Academic Published, Campobasso, Italie, 41-46.
- CAROLI J, BESSIS M (1947). Recherches sur la cause de l'ictère grave familial des muletons (ses rapports avec la maladie hémolytique du nouveau-né). *Revue. Hematologique*, **2**, 207-228.
- CAUCHARD J, BÜSCHER Ph (2012). La dourine (en ligne). <http://www.harasnationaux.fr/information/accueil-equipaedia/maladies/maladies-parasitaires/dourine.htm> (consulté le 18/06/2014).
- CHABCHOUB A, CHEMLI J, LANDOLSI F (2005). Particularités de la gestation chez l'ânesse et les hybrides. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire équine*, **1** (3), 51-54.
- CHABCHOUB A, CHEMLI J, LANDOLSI F (2006). Les particularités du péripartum chez l'ânesse. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire équine*, **2** (7), 51-54.
- CHABCHOUB A, TIBARY A, LANDOLSI F (2007a). Les particularités de la néonatalogie chez l'ânon et le muleton. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire équine*, Hors série **3**, 102-105.
- CHABCHOUB A, TIBARY A, TRIMECHE A (2007b). Particularités et spécificités de la reproduction du baudet. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire équine*, **4** (14), 36-40.
- CHABCHOUB A, TIBARY A (2008). Le comportement sexuel du baudet. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire équine*, **4** (15), 47-49.
- CHAFFAUX S (1985). Anatomie et physiologie de l'appareil génital de l'étalon. In : *La reproduction chez le cheval, physiologie-pathologie*, ENVA, Maisons-Alfort, 53-66.
- CHANDLEY AC, SHORT RV, ALLEN WR (1975). Cytogenetic studies of three equin hybrids. *Journal of Reproduction and Fertility*, Suppl. **23**, 365-370.
- CHAUHAN PM, SINDHI SH, THAKOR KB (2013). Fetal dystocia due to dorso-pubic position and postural defects in a jenny : A case report. *Veterinary World*, **6** (2), 116-117.

- CHIARINI-GARCIA H, ALVES-FREITAS D, BARBOSA IS, ALMEIDA FRLC (2009). Evaluation of the seminiferous epithelial cycle, spermatogonial kinetics and niche in donkeys. *Animal Reproduction Science*, **116**, 139-154.
- CHOQUENOT D (1991). Density-dependent growth, body condition, and demography in feral donkeys: testing the food hypothesis. *Ecology*, **72** (3), 805-813.
- CONTRI A, DE AMICIS I, VERONESI MC, FAUSTINI M, ROBBE D, CARLUCCIO A (2010). Efficiency of different extenders on cooled semen collected during long and short day length seasons in Martina Franca donkey. *Animal Reproduction Science*, **120**, 136-141.
- CONTRI A, GLORIA A, ROBBE D, PIO SFIRRO M, CARLUCCIO A (2012). Effect of sperm concentration on characteristics of frozen-thawed semen in donkeys. *Animal Reproduction Science*, **136**, 74-80.
- CONTRI A, ROBBE D, GLORIA A, DE AMICIS I, VERONESI MC (2014). Effect of the season on some aspects of the estrous cycle in Martina Franca donkey. *Theriogenology*, **81**, 657-661.
- CRIBIU EP, DE GIOVANNI A (1978). Caryotype du cheval domestique (*Equus caballus*) de l'âne (*Equus asinus*) et du mulet par la méthode des bandes C. *Annales de Génétique et de Selection Animale*, **10** (2), 161-170.
- CRISCI A, ROTA A, PANZANI D, SGORBINI M, OUSEY JC, CAMILLO F (2014). Clinical, ultrasonographic, an endocrinological studies on donkey pregnancy. *Theriogenology*, **81**, 275-283.
- DANG-NGUYEN I (2014). *Essai de détermination de la dose minimale de buséréline par injection unique sous-cutanée pour l'induction de l'ovulation chez l'ânesse*. Thèse de doctorat vétérinaire, Nantes, ONIRIS, 76p.
- DADARWAL D, TANDON SN, PUROHIT GN, PAREEK PK (2004) Ultrasonographic evaluation of uterine involution and postpartum follicular dynamics of French Jennies (*Equus asinus*). *Theriogenology*, **62**, 257-264.
- DAUPHIN G (2005). Médecine préventive : comment vacciner une jument gestante. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire équine*, **1** (3), 55-58.
- DECHAMBRE P (1895). Les ânesses laitières. *Journal de Médecine Vétérinaire et Zootechnie*, ENVL, Lyon, **20**, 729-739.
- DONAHUE JM, TIMONEY PJ, CARLETON CL, MARTENIUK JV, SELLS SF, MEADE BJ (2012). Prevalence and persistence of *Taylorella asinigenitalis* in male donkeys. *Veterinary Microbiology*, **160**, 435-442.
- DORADO J, ACHA D, ORTIZ I, GALVEZ MJ, CARRASCO JJ, DIAZ B, GOMEZ-ARRONES V, CALERO-CARRETERO R, HIDALGO M (2013). Relationship between conventional s characteristics, sperm motility patterns and fertility of andalusian donkeys (*Equus asinus*). *Animal Reproduction Science*, **143**, 64-71.

DORADO J, ACHA D, ORTIZ I, GALVEZ MJ, CARRASCO JJ, GOMEZ-ARRONES V, CALERO-CARRETERO R, HIDALGO M (2014). Effect of extender and amino acid supplementation on sperm quality of cooled preserved andalusian donkey (*Equus asinus*). *Animal Reproduction Science*, **146**, 79-88.

DRUET V (2005). *Influence des facteurs environnementaux sur la reproduction de la jument*. Thèse de doctorat vétérinaire, ENVA, 59p.

DUBBIN ES, WELKER F, VEIT H, MODRANSKY PD, TALLEY MR, VANDEPLASSCHE M, SALAH-OSMAN-IDRIS MB (1990). Dystocia attributable to a fetal monster resembling schistosomus reflexus in a donkey. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, **197** (1), 605-607.

ECUER E (2005). *Apport des techniques de reproduction assistée dans le cadre de la conservation des équidés sauvages : l'exemple du transfert d'embryons interspécifique*. Thèse de doctorat vétérinaire, ENVL, 152p.

ENGLAND GCW (1996a). *Allen's fertility and obstetrics in the horse*. Second Edition. Oxford : Blackwell Science, Chapitre 7, 45-53. ISBN O-632-04084-X.

ENGLAND GCW (1996b). *Allen's fertility and obstetrics in the horse*. Second Edition. Oxford : Blackwell Science, Chapitre 12, 81-93. ISBN O-632-04084-X.

FIELDING D (1988). Reproductive characteristics of the jenny donkey - *Equus asinus* : a review. *Tropical Animal Health and Production*, **20**, 161-166.

FORHEAD AJ, SMART D, SMITH RF, DOBSON H (1994). Endocrine and metabolic responses to transportation in periparturient donkeys. *Animal Reproduction Science*, **36**, 315-327.

GALISTEO J, PEREZ-MARIN CC (2010). Factors affecting gestation length and estrus cycle characteristics in spanish donkey breeds reared in southern Spain. *Theriogenology*, **74**, 443-450.

GALOFARO V, RAPISARDA G, FERRARA G, MARINO F (2007). Bilateral testicular Leydig cells tumour in a donkey. *Reproduction in Domestic Animals*, **42**, 109-110.

GASTAL MO, HENRY M, BEKER AR, GASTAL EL (1997). Effect of ejaculation frequency and season on donkey jack semen. *Theriogenology*, **47**, 627-638.

GINTHER OJ, SCRABAM ST, BERGFELT DR (1987). Reproductive seasonality of the jenny. *Theriogenology*, **27**, 587-592.

GLASER AL, CHIMSIDE ED, HORZINEK MC, DE VRIES AAF (1997). Equine Arteritis Virus. *Theriogenology*, **47**, 1275-1295.

GLORIA A, CONTRI A, DE AMICIS I, ROBBE D, CARLUCCIO A (2011). Differences between epididymal and ejaculated sperm characteristics in donkey. *Animal Reproduction Science*, **128**, 117-122.

GRAY AP (1972). Family Equidae. In : *mammalian hybrids*. 2nd Ed. slough : Commonwealth Agricultural Bureaux, p. 94-113.

- GUINARD C, VENDRAMINI O M, TAINURIER D (1996). Quelques éléments de l'anatomie du col de l'utérus chez l'ânesse "Baudet du Poitou". *Revue de Médecine Vétérinaire*, **147** (8-9), 599-606.
- HARAS NATIONAUX (2013a). Stats & cartes (en ligne). Disponible sur http://statscheval.haras-nationaux.fr/core/zone_menus.php?zone=229&r=1316. Tableaux de bord/Elevage et production/Techniques de reproduction (Consulté le 10/03/2014).
- HARAS NATIONAUX (2013b). Stats & cartes (en ligne). Disponible sur http://statscheval.haras-nationaux.fr/core/zone_menus.php?zone=229&r=1316. Tableaux de bord/Elevage et production/Techniques de reproduction/Race âne (Consulté le 10/03/2014).
- HARAS NATIONAUX (2014a). Stats & cartes (en ligne). Disponible sur http://statscheval.haras-nationaux.fr/core/zone_menus.php?zone=229&r=1318. Tableau de bord/ Elevage et production (consulté le 05/08/2015).
- HARAS NATIONAUX (2014b). Info chevaux (en ligne). Disponible sur http://www.haras-nationaux.fr/utilitaires/moteurs-de-recherche/info-chevaux.html?q=mule&context=|Race_de_la_m%C3%A8re%3A%22POITEVIN%20MULASSIER%22&hf=50&s=&sa=&b=0&rechercheActionType=globale&nomParent=&nomNaiss eur=&queryInit=&contextInit=&bInit=&rechercheActionTypeInit=&refine=%2BRace_de_la_m%C3%A8re%3A%22POITEVIN%20MULASSIER%22. (Consulté le 05/08/2015).
- HENRY M (2001). Some reproductive characteristics of donkeys. *Pratique Veterinaire Equine*, **33** (129), 11-20.
- HENRY M, NASCIMENTO EF (1990). Suspected congenital origin of bilateral hydrosalpinx in a jenny donkey. *Equine Veterinary Journal*, **22** (6), 449-450.
- HENRY M, FIGUEIREDO AEF, PALHARES MS & CORYN M (1987). Clinical and endocrine aspects of the œstrous cycle in donkeys (*Equus asinus*). *Journal of Reproduction and Fertility*, Suppl. **35** : 297-303.
- JEPSEN RJ, EVANS LE, YOUNGS CR (2010). Use of direct thaw insemination to establish pregnancies with frozen-thawed semen from a standard jack. *Journal of Equine Veterinary Science*, **30** (11), 651-656.
- KNOERR F (2010). Soins et pathologies de l'ânesse après la mise bas...*Les cahiers de l'âne*, **39**, 42-44.
- KUGLER W, GRUNENFELDER HP, BROXHAM E. *Donkey breeds in Europe: inventory, description, need for action, conservation. Report 2007/2008* (en ligne). Disponible sur: <http://www.save.foundation.net/pdf/donkey.pdf>. (consulté le 06/03/2014).
- KUMI-DIAKA J, KWANASHIE GG, OGWU D (1981). Cryptorchidism and malformations of the scrotum and testes of donkeys. *Theriogenology*, **15**, 241-243.
- LAGARDE E (2008). Les particularités du cycle œstral et du suivi gynécologique chez l'ânesse. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire équine*, **5** (18), 47-50.
- LAGARDE E (2010). La conduite et l'hygiène de la saillie chez l'âne. *Le Nouveau Praticien Vétérinaire équine*, **6** (22), 40-42.

- LECLAIR G (2001). *Le poulinage dystocique et ses conséquences chez la jument*. Thèse de doctorat vétérinaire, ENVA, 123p.
- LEMNA A, SCHWARTZ HJ, BEKANA M (2006). Application of ultrasonography in the study of the reproductive system of tropical jennies (*Equus asinus*). *Tropical Animal Health and Production*, **38**, 267-274.
- LODI LD, HENRY M & PARANHOS DA COSTA MJR (1995). Behavior of donkey jacks (*Equus asinus*) breeding horse mares (*Equus caballus*) at pasture. *Biology of Reproduction*, **1**, 89-96.
- LU KG, MORRESEY PR (2006). Reproductive tract infections in horses. *The Veterinary Clinics of North America Equine*, **22**, 519-552.
- MANCUSO R, SCOLLO C, TORRISI C, CATONE G (2007). La détermination du sexe fœtal nell'asina (fetal sex determination in donkey mare). Proceedings of the annual meeting of the Italian Association of Equine Veterinarians, 2007, Bologna, Italy, p173-174.
- McCLURE JJ, KOCH C, TRAUB-DARGATZ J (1994). Characterization of a red blood cell antigen in donkeys and mules associated with neonatal isoerythrolysis. *Animal Genetics*, **25**, 119-120.
- McDONNELL SM (1998). Reproductive behavior of donkeys (*Equus asinus*). *Applied Animal Behaviour Science*, **60**, 277-282.
- MEADE BJ, TIMONEY PJ, DONAHUE JM, BRANSCUM AJ, FORD R, ROWE R (2010). Initial occurrence of *Taylorella asigenitalis* and its detection in nurse mares, a stallion and donkeys in Kentucky. *Preventive Veterinary Medicine*, **95**, 292-296.
- MEIRA C, FERREIRA JCP, PAPA FO & HENRY M (1998) Ultrasonographic evaluation of the conceptus from 10 days to 60 of pregnancy in jennies. *Theriogenology*, **49**, 1475-1482.
- MESNARD E (2013). La production de lait de jument en France/ généralités, typologie des élevages et pathologie dominante. Thèse de doctorat vétérinaire, Lyon 1, 161p.
- METZ R (2001). *Bien connaître les ânes et les mulets*. Nouvelle édition. Paris : Editions De Vecchi S.A. 127p. ISBN 2-7328-2579-4.
- MIRO J, LOBO V, QUINTERO-MORENO A, MEDRANO A, PENA A, RIGAU T (2005). Sperm motility patterns and metabolism in Catalonian donkey semen. *Theriogenology*, **63**, 1706-1716.
- MIRO J, TABERNER E, RIVERA M, PENA A, MEDRANO A, RIGAU T, PENALBA (2009). Effects of dilution and centrifugation on the survival of spermatozoa and the structure of motile sperm cell subpopulation in refrigerated catalonian donkey semen. *Theriogenology*, **72**, 1017-1022.
- MIRO J, VILES K, GARCIA W, JORDANA J, YESTE M (2013). Effect of donkey seminal plasma on sperm movement and sperm polymorphonuclear neutrophils attachment in vitro. *Animal Reproduction Science*, **140**, 164-172.
- MOSTAFA MB, ABU-SEIDA A, AHAMED K (2007). Peritesticular fibromyxoma in a donkey. *Iranian Journal of Veterinary Surgery*, **2** (5), 87-91.

- MRACKROVA M, BLAHOVA Z, SEDLINSKA M (2013). The reliability of two different protocols for pharmacologically induced of ejaculation in donkeys (*Equus asinus*). *Journal of Equine Veterinary Science*, **33**, 1121-1123.
- NELIAS L (2012). *Particularités des maladies infectieuses chez les ânes*. Thèse de doctorat vétérinaire, ENVL, 172p.
- NEVES SE, CHIARINI-GARCIA, H, FRANCA LR (2002). Comparative testis morphometry and seminiferous epithelium cycle length in donkeys and mules. *Biology of Reproduction*, **67**, 247-255.
- NIPKEN C, WROBEL KH (1997). A quantitative morphological study of age - related changes in the donkey testis in the period between puberty and senium. *Andrologia* **29** (3), 149-161.
- OLIVEIRA JV, ALVARENGA MA, MELO CM, MACEDO LM, DELL'AQUA jr JA, PAPA FO (2006). Effect of cryoprotectant on donkey semen freezability and fertility. *Animal Reproduction Science*, **94**, 82-84.
- PANZANI D, ROTA A, CRISCI A, KINDAHL H, GOVONI N, CAMILLO F (2012). Embryo quality and transcervical technique are not the limiting factors in donkey embryo transfer outcome. *Theriogenology*, **77**, 563-569.
- PAOLUCCI M, PALOMBI C, SYLLA L, STRADAIOLI G, MONACI M (2012). Ultrasonographic features of the mule embryo, fetus and fetal-placenta unit. *Theriogenology*, **77**, 240-252.
- PARLEVIET JM, BLEUMINK-PLUYM NMC, HOUWERS DJ, REMMEN JLAM, SLUIJTER FJH, COLENBRANDER B (1997). Epidemiologic aspects of *Taylorella equigenitalis*. *Theriogenology*, **47**, 1169-1177.
- PASHEN RL (1980). Low doses of oxytocin can induce foaling at term. *Equine Veterinary Journal*, **12** (2), 85-87.
- PATHAK V, SHEIH A, RAJPUT R, BHERDWAJ RL, SHARMA A (2013). Morphometric and histological observations on the testis of mule and donkey of himalayan region. *Indian Journal of Veterinary Anatomy*, **25** (2), 99-101.
- PAWESKA JT, BINNS MM, WOODS PSA & CHIRNSIDE ED (1997). A survey for antibodies to equine arteritis virus in donkeys, mules and zebra using virus neutralisation (VN) and enzyme linked immunosorbent assay (ELISA). *Equine Veterinary Journal*, **29** (1), 40-43.
- PAYAN-CARREIRA R, QUARESMA M (2010). Cervical hypoplasia in jennets: a description of two cases. *Reproduction in Domestic Animals*, **45**, 540-544.
- PENA-ALFARO CE, BARROS LO, CARNEIRO GF, GASTAL MO, GASTAL EL (2014). Embryo transfer in Pega donkeys (*Equus asinus*) in Brazil. *Journal of Equine Veterinary Science*, **34**, 185.
- PETRUS I (2003). *Les hybrides interspécifiques chez les équidés*. Thèse de doctorat vétérinaire, ENVA, 144p.

- PICKETT BW, FAULKNER LC, SEIDEL.Jr GE, BERNDTSON WE, VOSS JL (1976). Reproductive physiology of stallion. 6. Seminal and behavioral characteristics. *Journal of Animal Science*, **43**, 617-625.
- PREMANANDH J, GEORGE LV, WERNERY U, SASSE J (2003). Evaluation of a newly developed real-time PCR for the detection of *Taylorella equigenitalis* and discrimination from *T. asinigenitalis*. *Veterinary Microbiology*, **95**, 229-237.
- PUGH DG (2002) Donkey reproduction. In : *Proceedings of the Annual Convention of the American Association of Equine Practitioners*, 4-8 décembre 2002, Orlando, Floride, USA,113-114
- PURDY SR (2005a). Reproduction in miniature donkeys. In: *Veterinary Care of Donkeys, Matthews NS. and Taylor TS. (Eds.)* (en ligne). Disponible sur <http://www.ivis.org>. (consulté le 22/02/2014).
- PURDY SR (2005b). Artificial Insemination for Miniature Donkey s. In: *Veterinary Care of Donkeys, Matthews NS. and Taylor TS. (Eds.)* (en ligne). Disponible sur <http://www.ivis.org>. (consulté le 22/02/2014).
- PURDY SR (2010). Reproduction in donkeys. In : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*, 16 et 20 janvier 2010, Orlando, Floride, USA, 249-252.
- QUARTUCCIO M, MARINO G, ZANGHI A, GARUFI G, CRISTARELLA S (2011). Testicular volume and daily sperm output in Ragasuno donkeys. *Journal of Equine Veterinary Science*, **31**, 143-146.
- RENNER-MARTIN TFP, FORSTENPOINTNER G, WEISSENGRUBER GE, EBERHARDT L (2009). Gross anatomy of the female genital organs of the domestic donkey (*Equus asinus* Linné, 1758). *Anatomia Histologia Embryologia*, **38**, 133-138.
- ROTA A, MAGELLI C, PANZANI D, CAMILLO F (2008). Effect of extender, centrifugation and removal of seminal plasma on cooled preserved Amiata donkey spermatozoa. *Theriogenology*, **69**, 176-185.
- ROTA A, PANZANI D, SABATINI C, CAMILLO F (2012). Donkey jack (*Equus asinus*) semen cryopreservation studies of seminal parameters, post-breeding inflammatory response and fertility in donkey jennies. *Theriogenology*, **78**, 1846-1854.
- ROY AK, YADAV MP, SENGAR OPS (2003). Effect of season on the physical characteristics of donkey (*Equus asinus*) semen. *Indian Journal of Animal Science*, **73** (6), 620-622.
- ROY AK, YADAV MP, SENGAR OPS (2004). Effect of season on the biochemical characteristics of donkey (*Equus asinus*) semen. *Indian Journal of Animal Science*, **74** (4), 345-347.
- SENNES M (2012). *Etat des lieux des biotechnologies de la reproduction chez le cheval*. Thèse de doctorat vétérinaire, ENVN, 247p.
- SEWELL SE. *Foaling out the donkey jennet* (en ligne). Disponible sur <http://www.albertadonkeyandmule.com> (consulté le 10/10/2014).

- SMITH D, WOOD S (2008). Donkey nutrition. In : *The Professional Handbook of the Donkey*, 4th edition. Sidmouth, Devon : Whittet Books, 10-27.
- STAUFFER M (1989). Anencephaly in a aborted miniature donkey. *Equine Practice*, **11** (8), 32-33.
- STEVEN DH, SAMUEL CA (1975). Anatomy of the placental barrier in the mare. *Journal of Reproduction and Fertility*, suppl **23**, 579-582.
- SVENDSEN ED (2000). *The professional handbook of the donkey*, 3rd edition. Devon : Whittet Books.
- TABERNER E, MEDRANO A, PENA A, RIGAU T, MIRO J (2008). Œstrus cycle characteristics and prediction of ovulation in catalonian jennies. *Theriogenology*, **70**, 1489-1497.
- TAYLOR MJ, SHORT RV (1973). Development of the germ cells in the ovary of the mule and hinny. *Journal of Reproduction and Fertility*, **32**, 441-445.
- TAZUMI A, PETRY S, HAYASHI K, MOORE JE, MILLAR BC, MATSUDA M (2012). Molecular identification and characterization of the intervening sequences (IVSs) within 23S ribosomal RNA (rRNA) genes of *Taylorella asinigenitalis* isolated in France. *Research in Veterinary Science*, **92**, 45-52.
- TIBARY A & BAKKOURY M (1994). Particularités de la reproduction chez les autres espèces équinnes. In : Tibary, A & Bakkoury, M. (Ed), *Reproduction équine, *Tome I : La jument*, Actes Editions, Rabat, 385-400. ISBN 9981-801-05-4.
- TIBARY A, SGHIRI A, BAKKOURY M, FITE C (2006). Reproductive patterns in donkeys. In : *Proceedings of the 9th International Congress of World Equine Veterinary Association*, 22-26 janvier 2006, Marrakech, Morocco. 311-319.
- TOSI U, BERNABO N, VERNI F, VALBONETTI L, MUTTINI A, MATTIOLI M, BARBONI B (2013). Post-partum reproductive activities and gestation length in Martina Franca jennies, an endangered Italian donkey breed. *Theriogenology*, **80**, 120-124.
- TRIMECHE A, RENARD P, TAINTURIER D (1998). A procedure for Poitou jackass sperm cryopreservation. *Theriogenology*, **50**, 793-806.
- VALY L (2012). *Alimentation de l'ânesse en lactation*. Thèse de doctorat vétérinaire, ENVT 3, 125p.
- VANDEPLASSCHE GM, WESSON JA & GINTHER OJ (1981). Behavioral, follicular and gonadotropin changes during estrous cycle in donkeys. *Theriogenology*, **16**, 239-249.
- VENDRAMINI OM, GUINTARD C, BRUYAS JF & TAINTURIER D (1997a). Œstrus synchronization in the donkey preparatory to embryo transfer. *23e journée de la recherche équine, 26 février 1997, Paris*, **26**, 167-173.
- VENDRAMINI OM, BRUYAS JF, FIENI F, BATTUT I & TAINTURIER D (1997b). Embryo transfer in Poitou donkeys, preliminary results. *Theriogenology*, **47**, 409.

VERDIN C (2014). La superovulation chez les mammifères, application à la jument. Thèse de doctorat vétérinaire, ENVL, 120p.

VERONESI MC, VILLANI M, WILSHER S, CONTRI A, CARLUCCIO A (2010). A comparative stereological study of the term placenta in donkey, pony and Thoroughbred. *Theriogenology*, **74**, 627-631.

VERONESI MC, DE AMICIS I, PANZANI S, KINDAHL H, GOVONI N, PROBO M, CARLUCCIO A (2011a). PGF₂ α , LH, testosterone, estrone sulfate and cortisol concentrations around sexual stimulation in jackass. *Theriogenology*, **75**, 1489-1498.

VERONESI MC, PANZANI S, GOVONI N, KINDAHL H, GALEATI G, ROBBE D, CARLUCCIO A (2011b). Peripartal plasma concentrations of 15-ketodihydro-PGF₂ α , cortisol, progesterone and 17- β -estradiol in Martina Franca jennies. *Theriogenology*, **75**, 752-759.

VERONESI MC, DALL'ARA P, GLORIA A, SERVIDA F, SALA E, ROBBE D (2014). IgG, IgA and lysozyme in Martina Franca donkey jennies and their foals. *Theriogenology*, **81**, 825-831.

VIDAMENT M, VINCENT P, MARTIN FX, MAGISTRINI M, BLESBOIS E (2009). Differences in ability of jennies and mares to conceive with cooled and frozen semen containing glycerol or not. *Animal Reproduction Science*, **112**, 22-35.

VILES K, RABANAL R, RODRIGUEZ-PRADO M, MIRO J (2013a). Influence of seminal plasma on leucocyte migration and amount of COX-2 protein in jenny endometrium after insemination with frozen-thawed semen. *Animal Reproduction Science*, **143**, 57-63.

VILES K, RABANAL R, RODRIGUEZ-PRADO M, MIRO J (2013b). Effect of ketoprofen treatment on the uterine inflammatory response after AI of jennies with frozen semen. *Theriogenology*, **79**, 1019-1026.

WINTZER HJ (1989). *Maladies de cheval*. Editions Maloine, Paris, 94-96. ISBN 2-224-01906-8.

PHYSIOLOGIE ET PATHOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ L'ANE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

RESUME

Alors qu'il existe de nombreuses études traitant de la physiologie et de la pathologie de la reproduction chez la jument, peu de documents sont référencés concernant l'âne. La conduite de la reproduction dans cette espèce a ainsi longtemps été calquée sur le modèle équin avec plus ou moins de succès. L'objet de cette étude est donc de présenter les caractéristiques et les particularités existant dans l'espèce asine.

Dans un premier temps, les spécificités anatomiques des appareils reproducteurs sont abordées. Les différentes phases de la reproduction sont ensuite étudiées ainsi que les risques pathologiques associés.

D'autre part, l'implication de l'utilisation de l'âne dans la production d'individus hybrides tels que mules et bardots est évoquée.

Enfin, les problématiques soulevées par l'utilisation des biotechnologies dans le cadre de programmes de sauvegarde de races en voie de disparition sont exposées.

MOTS CLES : ovaire, hormones, ânesse, baudet, mule, élevage.

PHYSIOLOGY AND PATHOLOGY OF THE REPRODUCTION OF THE DONKEY : BIBLIOGRAPHIC STUDY

SUMMARY

While several studies exist dealing with the physiology and the pathology of the reproduction of the mare, few documents are available concerning the donkey. The management of the reproduction in this species has long been based on the equine model with varying levels of success. The object of this study is therefore to expound on the characteristics and peculiarities that exist in the asine species.

Firstly, anatomical specificities of the reproductive tract are broached. Then, various phases of reproduction are studied, as well as their pathological risks.

Following that, the implication of the use of donkeys in the production of hybrids such as mules and hinnies is evoked.

Finally, the problematics raised by the use of biotechnology are considered in the context of programs for the safeguard of endangered breeds.

KEY WORDS : ovary, hormone, jenny, donkey, mule, breeding.

AUTEUR : Godiot épouse Bizeau Claire
Le grand claud
24160 Saint Medard d'Excideuil