

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

Université Abdelhamid Ibn Badis –

جامعة عبد الحميد بن باديس -

Mostaganem

مستغانم

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

كلية العلوم الطبيعية و الحياة

Département des Sciences Agronomiques

قسم العلوم الزراعية



Mémoire de Magister en Sciences Agronomiques Option

« Génétique et Reproduction Animale »

Présenté par Mr :

BARKA Mohammed

Sous le thème

Évolution de la fertilité post-partum, de la folliculogénèse et des taux sériques de progestérone chez les juments Barbe, Arabe-Barbe et Pur-Sang Arabe du Haras de Tiaret.

Laboratoire de Physiologie Animale Appliquée, Université de Mostaganem

Institut Pasteur d'Algérie, annexe d'Oran

Composition du jury de soutenance

Nom et Prénom	Grade	Qualité	Appartenance administrative
M. HALBOUCHE Miloud	Pr.	Président	U. de Mostaganem
M. MOUATS Aziz	Pr.	Promoteur	U. de Mostaganem
M. BOUDEROUA Kaddour	Pr.	Examineur	U. de Mostaganem
M. ABDELHADI Si Ameer	MCA	Examineur	U. de Tiaret
M. HOMRANI Abdelkader	MCA	Examineur	U. de Mostaganem

Année universitaire : 2014-2015

Dédicaces

Au nom de dieu le clément et miséricordieux, et par sa volonté et son aide je dédie ce modeste travail à :

Mes parents,

Pour leur soutien et leur amour toujours présent pour me pousser plus loin dans mes ambitions.

Mes frères et sœurs en témoignage de leur amour et de leurs encouragements continus.

Tous mes amis,

Pour notre amitié et tous les bons moments passés et à venir,

Sans oublier tous ceux qui ont par leurs égards contribué à parfaire mon objectif et qui me font l'éminent honneur avec différence.

A tous ceux qui ont contribué à mon savoir et mon bonheur ...

Remerciements

Je tiens à remercier vivement mon directeur de mémoire Monsieur Aziz MOUATS, Professeur à l'université de Mostaganem, pour m'avoir proposé de travailler sur ce projet de mémoire, pour m'avoir apporté l'aide nécessaire afin de mener à bien celui-ci. Merci pour votre disponibilité. Sincères remerciements.

Je tiens à remercier très chaleureusement Monsieur HALBOUCHE Miloud, Professeur à Université de Mostaganem, pour son encouragement, ses conseils bienveillants, sa rigueur scientifique et sa grande disponibilité qu'il trouve ici l'expression de ma sincère reconnaissance et de ma profonde considération.

J'exprime mes sincères remerciements à Monsieur BOUDEROUAK, Professeur à Université de Mostaganem qui m'ont fait un grand honneur en acceptant de consacrer du temps à la lecture et l'évaluation de ce travail en l'occurrence.

Mes remerciements les plus sincères vont également à Monsieur, ABDELHADI Si Ameur, Maître de Conférences à Université de Tiaret pour avoir accepté d'évaluer ce travail

Ma profonde gratitude va aussi à Monsieur HOMRANI Abdelkader, Maître de Conférences à Université de Mostaganem pour avoir accepté d'examiné ce travail.

Au personnel de la jumenterie de Tiaret « CHAOUCHOUA », notamment Monsieur Abdelkrim NASRI, pour leur aide précieuse et leur patience, remerciement respectueux.

J'exprime mes respectueux dévouements à Madame BELHABRI, Directrice de l'Institut Pasteur d'Algérie, annexe d'Oran, et son équipe, pour m'avoir accepté au sein du laboratoire et réalisé le dosage de la progestérogène.

Je saisi cette agréable occasion pour remercier Monsieur MESSATFA Moussa, assistant en immunologie à l'Institut Pasteur d'Algérie, annexe d'Oran, pour son aide et ses précieux conseils.

A tout le personnel, de l'Institut des Sciences Vétérinaires de l'Université Ibn Khaldoun de Tiaret.

Enfin, que tous ceux et celles qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail, soient assurés de ma profonde sympathie.

Résumé

Dans le but d'optimiser la fertilité des juments, les premières ovulations post-partum nécessitent une attention particulière pour la dynamique folliculaire. Dans la première partie de notre travail, 37 juments Pur-Sang Arabe et 13 juments Barbe âgées de 05 à 25 ans et pesant entre 350 à 450 kg ont pouliné. Elles ont été soumises à des examens échographiques des ovaires à partir du 5^{ème} jour post-partum pour le pronostic de l'ovulation et le diagnostic de gestation. Par contre, l'expérimentation menée dans la deuxième partie de notre étude vise à évaluer le profil de la progestérone sérique de la 03^{ème} à la 21^{ème} semaine de gestation. Elle a porté sur un effectif de 20 juments Pur-Sang Arabe, 02 juments de la race Barbe et 02 juments Arabe-Barbe âgées de 05 à 21 ans au niveau de haras national (chaouchaoua) à Tiaret (ALGERIE). Le dosage de la progestérone est basé sur la technologie de dosage immuno-enzymatique micro-particulaire (MEIA). Les explorations échographiques des juments Pur-Sang Arabe et Barbe, ont montré un taux de fertilité de 34,48% vs 42,85% respectivement. Le diamètre moyen consécutif des follicules préovulatoires est de 45,48 vs 41,82 mm, influencé par un effet combinatoire de la race et l'âge ($P < 0,001$). Le dosage hebdomadaire, immuno-enzymatique de la progestérone durant le premier tiers de gestation, a montré un taux supérieur à 02ng/ml avec une diminution progressivement à partir de la 14^{ème} semaine de gestation. L'optimisation de la fertilité des chaleurs implique la maîtrise des facteurs cités préalablement.

Mots clé : post-partum, juments Pur-Sang Arabe, Barbe et Arabe-Barbe, fertilité, follicules préovulatoires, immuno-enzymatique micro-particulaire, progestérone.

Summary

In order to optimize the fertility of mares, the first postpartum ovulation requires special attention to the follicular dynamics. In the first part of our work, 37 Purebred Arabian mares and 13 mares barber aged 05-25 years and weighing 350-450 kg foaled. They were subjected to ultrasound scans of the ovaries from the 5th day post-partum prognosis of ovulation and pregnancy diagnosis. For against, the experiment conducted in the second part of our study is to assess the profile of serum progesterone in the 03rd to the 21th week of gestation. It involved a staff of 20 Purebred Arabian mares, 02 mares race barber and 02 Arabian barber mares aged 05-21 at level National Stud (chaouchaoua) Tiaret (Algeria). The progesterone assay is based on the technology of micro-particulate enzyme immunoassay (MEIA). Ultrasound explorations of Purebred Arabian mares and barber showed a fertility rate of 34.48% vs 42.85%, respectively. The subsequent average diameter of preovulatory follicles is 45.48 vs 41.82 mm, influenced by a

combinatorial effect of race and age ($P < 0.001$). Weekly dosage, enzyme immunoassay of progesterone during the first third of gestation, showed a higher rate with 02ng/ml gradually decrease from the 14th week of gestation. Optimization of fertility heat involves mastering the factors mentioned previously.

Keywords: postpartum, Purebred Arabian mares, barber, Arabian barber, fertility, preovulatory follicles, micro-particulate enzyme immunoassay (MEIA), progesterone.

ملخص

من أجل تحسين خصوبة الأفراس، الإباضة الأولى بعد الولادة تتطلب اهتماما خاصا لديناميكية الجريبي في الجزء الأول من عملنا 37 فرس عربية أصيلة 13 فرس بربرية تتراوح أعمارهن بين 05-25 عاما وزنها 350-450 كجم ولدت عرضن لاختبارات بالموجات فوق الصوتية للمبايض من اليوم الخامس بعد الولادة لتكهن الإباضة وتشخيص الحمل التجربة التي أجريت في الجزء الثاني من دراستنا هو تقييم البروجسترون في الدم من الأسبوع 03 إلى الأسبوع 21 ينطوي على 20 فرس عربية أصيلة، 02 فرس بربرية و 02 فرس عربية بربرية اللواتي تتراوح أعمارهن بين 05-21 على مستوى مرتبط شوشاوى تيارت وتستند مقايسة البروجسترون على معايرة مناعية للأنزيم الجسيمات الصغيرة. وأظهرت الاكتشافات بالأمواج فوق الصوتية من الأفراس العربية الأصيلة وبربرية معدل الخصوبة من 34.48 % مقابل 42.85 %، على التوالي متوسط قطر الجريبات سابقة للإباضة هو 45.48 ملم، 41.82 ملم للأفراس العربية الأصيلة والبربرية على التوالي. وأظهرت نتائج التحليل أن العمر والعرق للأفراس يكون له تأثير اندماجي جدا على قطر الجريبات سابق للإباضة مستوى هرمون البروجسترون الذي تم الحصول عليه فوق 2 نانوجرام/مل يؤكد نتائج تشخيص الحمل بواسطة الموجات فوق الصوتية للسلاطات الثلاث المدروسة لاحضا انخفاض تدريجي في هرمون البروجسترون عند الأسبوع الرابع عشر، تحسين خصوبة الأفراس ينطوي على اتقان العوامل المذكورة سابقا

الكلمات المهمة

خصوبة فرس عربية أصيلة بربرية عربية بربرية الجريبات سابق للإباضة مناعية للأنزيم الجسيمات الصغيرة البروجسترون

LISTE DES ABREVIATIONS

°C: Degré Celsius.

µg: microgramme.

4-prégnène-3, 20dione : le nom chimique de la progestérone.

ACP : Analyse En Composantes Principales.

ADN : Acide Désoxyribonucléique.

AMPc : Adénine Mono-Phosphate cyclique.

ARNm : acides ribonucléiques messenger.

cm: centimètre.

D_MOY_FOC : diamètre moyen des follicules.

DIAM_H: diameter horizontal.

DIAM_V: diamètre vertical.

E: Œstrogène.

eCG: Equine chorioniquegonadotrophine.

eFSH : equine Folliclo-Stimulatine Hormone.

EGF: Epidermal Growth factor.

eLH: equine Hormone. Luteinique.

FRP: Follicular Regulatory Protein.

GnRH : Gonadotrophine Releasing Hormone.

h: heure.

hCG: Gonadotrophine Chorionique humaine.

IGF : Insulin Growth Factor.

J : Jour.

kDA : kiloDalton.

KISS1: kisspeptine.

MEIA : immuno-enzymatique micro-particulaire.

mg : Milligramme.

MHz : mégahertz.

ml : Millilitre.

mm : Millimètre.

N°: Numéro.

ng : Nanogramme.

P : probabilité.

P4 : Progestérone.

PGF2α : Prostaglandine E F2α.

PGFM : dérivé de Prostaglandine E.

PMSG : Prégnant-mare-sérum Gonadotrophine.

SD : déviation standard (écart type).

T_CROI_D_H : taux de croissance du diamètre horizontale.

T_CROI_D_V : taux de croissance du diamètre verticale.

T_CROI_DIA_MOYF : taux de croissance du diamètre moyenne.

T_CROI_SUR : taux de croissance de surface.

TGF: Transforming Growth factor.

TRIS: trishydroxyméthylaminométhane.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau (01). Paramètres des cycles œstraux chez quelques Mammifères. (Thibault, 2001).....	03
Tableau (02). La fréquence des ovulations et nombre de vagues folliculaires chez différentes espèces de mammifères (Driancourt et <i>al.</i> , 2001 ; Monniaux et <i>al.</i> , 2009).....	10
Tableau (03) : le pourcentage de réactivité croisée des composés pour le dosage AxSYM Progestérone.....	41
Tableau (04) : L'intervalle poulinage première ovulation des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (jours).....	43
Tableau (05) : La surface des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (mm ²).....	43
Tableau (06) : Le diamètre moyen des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (mm).....	44
Tableau (07) : le diamètre vertical des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (mm).....	45
Tableau (08) le diamètre horizontal des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (mm).....	46
Tableau (09) : Le taux de croissance de surface des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (mm ² /jour).....	46
Tableau (10) : Le taux de croissance de diamètre moyen des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison en mm/jour.....	47
Tableau (11) : Le taux de croissance du diamètre vertical des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (mm/jour).....	48
Tableau (12) : Le taux de croissance de diamètre horizontal des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction des âges et des saisons (mm/jour).....	50
Tableau (13) : Les valeurs propres de l'analyse en composante principale.....	51
Tableau (14) : Représentation des variables (Coordonnées des variables).....	52

LISTE DES FIGURES

Figure (01) : Vue latérale de l'appareil génital de la jument. (Mina, 2005).....	04
Figure (02) : Les ovaires de la jument. (Barone, 1990).....	05
Figure (03) : Disposition schématique comparée de la médulla et du cortex chez la jument et chez les autres mammifères (Ginther, 1992).....	05
Figure (04) : Le col de l'utérus et la surface interne du vagin, chez la jument après la dissection. (Mina, 2005).....	07
Figure (05) : Schéma des trois types de cycles chez la jument (Ginther, 1992).....	11
Figure (06) : Schéma représentant la croissance et les changements de forme du follicule préovulatoire équin (Ginther, 1992).....	14
Figure (07) : Concentration en œstrogènes pendant la période préovulatoire chez la jument (Moyennes \pm sem., n = 8) (Ginther, 1992).....	17
Figure (08) : Concentrations circulantes moyennes de LH et d'œstradiol (n = 8 juments) (Ginther, 1992)..	18
Figure (09) : Concentration en progestagènes (échelle logarithmique) pendant la période préovulatoire chez la jument (moyennes \pm sem, n = 8 juments) (Ginther, 1992).	19
Figure (10) : Concentrations plasmatiques moyennes de FSH et LH au cours du cycle œstral chez la jument (moyennes \pm sem, n= 12 juments) (Ginther, 1992).....	20
Figure (11) : Concentrations circulantes moyennes de LH et de progestérone (moyennes \pm sem, n = 7 juments) (Ginther, 1992).....	23
Figure (12) : La concentrations de PGFM, l'œstradiol (E2), et de progestérone (P4) associé à des première et seconde pulsation de PGFM pendant lutéolyse chez les juments (n = 7) avec un intervalle de 9-h entre les pics des pulsations (Ginther, 2011).....	25
Figure (13) : Climat hormonal pendant la gestation chez la jument (Allen, 2005).	27
Figure (14) : Image échographique d'un follicule préovulatoire 3 jours avant l'ovulation (GL=couche des cellules de granulosa, et AL= la couche anéchogène devenus) (Gastal EL et <i>al.</i> , 1998).....	32
Figure(15) : Images échographiques d'un corps jaune hémorragique (A), d'un corps jaune plein (B) et d'un corps jaune cavitaire (C) (Elvire, 2006).....	33
Figure (16) : image échographique d'un follicule pré ovulatoire de la jument ASSIA.....	41
Figure (17) : image échographique de vésicule embryonnaire à j20 de la jument JAMMAICA.....	41
Figure (18) : Présentation comparative du taux de fertilité, taux du corps jaune persistant, taux d'inactivité folliculaire, et du taux d'involution utérine retard, entre les juments Pur-Sang Arabe et de la race Barbe au cours des chaleurs du poulinage.....	42
Figure (19) : Le taux de fertilité en fonction de l'âge des juments, le jour de saillie post-partum et la saison de poulinage chez les deux races (Pur-Sang Arabe et Barbe).....	44
Figure (20) : Courbe d'évolution du diamètre moyen des follicules dominants chez les juments Pur-Sang Arabe et Barbe.....	48
Figure (21) : Courbe d'évolution du diamètre vertical des follicules dominants des juments Pur-Sang Arabe et Barbe.....	49
Figure (22) : Courbe d'évolution du diamètre horizontal des follicules dominants des juments Pur-Sang Arabe et Barbe.....	50
Figure(23) : Projection des points moyens des variables sur le premier plan factoriel d'une analyse en composantes principales.....	52
Figure (24) : La répartition des individus par rapport les deux axes (de 1 à 29 : juments pur-sang Arabe, et de 30 à 40 : juments Barbe) (Annexe 05).....	53
Figure (25) : Concentration sérique de la progestérone chez les juments Pur-Sang Arabe, Barbe et Arabe-Barbe de la 03 ^{ème} à la 21 ^{ème} semaine de gestation	54
Figure (26) : La concentration de la progestérone sérique chez la jument ASSIA.....	54
Figure (27) : La variation di profil de la progestérone sérique ches les juments Arabe-Barbe en fonction de l'âge	56
Figure (28) : La variation di profil de la progestérone sérique chez les juments Pur-Sang Arabe en fonction de l'âge	56

SOMMAIRE

Liste des abréviations.....	VI
Liste des tableaux.....	VII
Liste des figures.....	VIII
Introduction.....	1

Première partie : Etude bibliographique

CHAPITRE 1. Reproduction chez la jument, fondements.....	02
1.1. Généralités sur le cycle œstral.....	02
1.2. Appareil génital de la jument.....	03
1.2.1. Anatomie descriptive.....	03
1.2.1.1 Les ovaires.....	04
1.2.2 L'utérus.....	05
1.2.2.1 Les trompes utérines.....	05
1.2.2.2 Les cornes et le corps de l'utérus.....	06
1.2.2.3 Le col de l'utérus.....	06
1.2.3. Le vagin.....	07
1.2.4. La vulve et le clitoris.....	07
1.3. Modifications ovariennes	08
1.3.1. Dynamique folliculaire.....	08
1.3.1.1. Etapes de la folliculogénèse	08
1.3.1.2. Croissance et différenciation du follicule	09
1.3.1.2.1. Recrutement.....	09
1.3.1.2.2. Croissance.....	09
1.3.1.2.3. Sélection.....	09
1.3.1.2.4. Dominance.....	09
1.3.1.3. Les vagues de croissance folliculaire	09
1.3.1.4. Devenir des follicules.....	12
1.3.1.4.1. L'atrésie.....	12
1.3.1.4.2. L'ovulation.....	12
1.3.1.4.3. Caractéristiques du follicule pré ovulatoire.....	14

1.3.2. Particularités de la maturation folliculaire et ovocytaire.....	14
1.3.2.1. Maturation nucléaire ou méiotique.....	15
1.3.2.2. Maturation cytoplasmique.....	15
1.3.2.3. Expansion du cumulus.....	15
1.3.3. Le corps jaune.....	15
1.4. Endocrinologie du cycle œstral.....	16
1.4.1. Fonction endocrine des ovaires	16
1.4.1.2. Les hormones stéroïdiennes	16
1.4.1.2.1. Les œstrogènes	17
1.4.1.2.2. Les progestagènes.....	18
1.4.2. Régulation hypothalamo-hypophysaire	19
1.4.2.1. Hormones hypophysaires	19
1.4.2.1.1. Production.....	19
1.4.2.1.1.1. Le Folliclo-Stimuline Hormone (FSH).....	19
1.4.2.1.1.2. L'hormone lutéinique (LH).....	20
1.4.2.1.2. Action.....	21
1.4.2.1.2.1. Rôle dans la folliculogénèse.....	21
1.4.2.1.2.2. Rôle dans l'ovulation.....	21
1.4.2.1.2.3. Rôle dans la formation, le maintien et l'activité sécrétrice du corps jaune.....	22
1.4.2.1.3. Régulation.....	22
1.4.2.1.3.1. Rôle de la progestérone.....	22
1.4.2.1.3.2. Rôle de l'œstradiol.....	22
1.4.2.1.3.3. Rôle d'autres substances protéiques.....	23
1.4.2.1.3.4. Rôle de la photopériode.....	23
1.4.2.2. Hormone hypothalamique : la gonadolibérine	23
1.4.3. Fonction endocrine de l'utérus.....	24
1.4.3.1. Les prostaglandines	24
CHAPITRE 2. Particularités de la reproduction chez la jument.....	26
2.1. Particularité d'endocrinologie de la gestation.....	26
2.1.1. Progestagènes	26
2.1.2. Hormone chorionique équine (eCG / PMSG)	27
2.1.3. Œstrogènes.....	28
2.1.4. Relaxine.....	28
2.1.5. Les hormones hypophysaires.....	28

2.1.6. Autres hormones.....	28
2.2. La période de Post-partum.....	29
2.2.1. L'involution utérine.....	29
2.2.2. Caractéristiques endocrinologique du post-partum.....	30
2.3. Echographie des ovaires.....	31
2.3.1. Bases physiques de l'échographie.....	31
2.3.2. Echographie des follicules.....	32
2.3.3. Echographie du corps jaune.....	32

Deuxième partie : Etude expérimentale

Introduction.....	35
1. Matériels et méthodes.....	35
1.1. Matériels	35
1.1.1. La ferme de l'expérimentation	35
1.1.2. Les animaux.....	35
1.1.2.1. Les examens échographiques.....	35
1.1.2.2. Le dosage de progestérone sérique.....	35
1.1.3. L'alimentation.....	35
1.1.4. Appareillage	36
1.1.4.1. Suivie échographique.....	36
1.1.4.2. Dosage de la progestérone sérique	36
a. Les prélèvements sanguins.....	36
I.Appareillage utilisé au laboratoire de biochimie à l'institut vétérinaire de Tiaret.....	36
II.Appareillage utilisé à l'institut Pasteur d'ALGERIE (Annexe d'Oran).....	36
b.Les coffrets des réactifs de progestérone.....	36
1.1.5. Autres matériels	36
1.2. La méthode	37
1.2.1. Le suivi échographique.....	37
1.2.1.1. Méthodologie de l'examen échographique.....	37
1.2.1.2. Choix de la fréquence	37
1.2.2. Le dosage de progestérone sérique	38
1.2.2.1. Prélèvements sanguins.....	38
1.2.2.2. Technique d'analyse.....	38
1.2.2.3. Principe biologique de la méthode.....	38

1.2.2.3.1. Unité d'échantillonnage.....	38
1.2.2.3.2. Unité de traitement.....	38
a. La sensibilité.....	39
b. La spécificité.....	39
1.3. Analyse statistique.....	39
2. Résultats.....	41
2.1. les paramètres zootechniques.....	41
2.1.1. La fertilité des cycles post-partum.....	41
a. Le taux de fertilité des juments Pur-Sang Arabe.....	42
b. Le taux de fertilité des juments Barbe.....	42
c. Le taux de fertilité des juments Pur-Sang Arabe et Barbe.....	42
2.1.2. La durée entre le poulinage et la première ovulation	43
2.2. Les paramètres anatomiques.....	43
2.2.1. Surface des follicules préovulatoires.....	43
2.2.2. Le diamètre moyen des follicules préovulatoires.....	44
2.2.3. Diamètre vertical des follicules préovulatoires.....	45
2.2.4. Diamètre horizontal des follicules préovulatoires.....	46
2.2.5. Le taux de croissance de surface des follicules préovulatoires.....	46
2.2.6. Le taux de croissance de diamètre moyen des follicules préovulatoires.....	47
2.2.7. Le taux croissance du diamètre vertical des follicules préovulatoires.....	48
2.2.8. Le taux de croissance de diamètre horizontal des follicules.....	50
2.3. L'Analyse en composante principale	51
2.4. Le paramètre hormonal.....	54
3. Discussion.....	57
3.1. Les paramètres zootechniques.....	57
3.1.1. Le taux de fertilité des cycles post-partum.....	57
3.1.2. La durée entre le poulinage et la première ovulation.....	58
3.2. Les paramètres anatomiques.....	59
3.2.1. L'involution utérine.....	59
3.2.2. Activité ovarienne pendant le post-partum.....	61
3.2.3. Diamètre et surface des follicules préovulatoires.....	62
3.2.4. Le taux de croissance des follicules préovulatoires.....	64
3.3. Analyse en composante principale.....	65
3.4. Le paramètre hormonal.....	65

3.4.1. Le profil de la progestérone sérique chez les juments Pur-Sang Arabe, Barbe et Arabe-Barbe.....	65
3.4.2. L'effet de l'âge sur la progestéronémie.....	66
3.4.3. Le profil de la progestérone sérique chez la jument ASSIA (BARBE)	66
Conclusion et recommandation	68
Références bibliographiques.....	70
Annexes	

Introduction :

En un siècle, sous l'influence de l'évolution industrielle, le cheval est passé progressivement d'un animal de rente à un animal de loisir.

En Algérie, n'a pas été épargnée par le phénomène. En effet, l'effectif équin a régressé de, 136000 têtes à l'aube de l'indépendance, à 43000 têtes en 2011 (FAO, 2013). La filière équine a été délaissée par les fellahs en raison d'une agriculture intensive, ce qui a poussé à une mécanisation des travaux culturels au dépend d'une agriculture extensive basée sur le cheval de trait.

Ces dernières années, l'attrait de l'équitation a progressé sous toutes ses formes, il est à l'origine du développement d'une véritable industrie équine.

Dans notre pays, l'activité hippique trouve sur place un gisement de matière première, un savoir-faire traditionnel qu'il faut adapter aux nouvelles technologies. Tout cela reste à rentabiliser, à développer et à valoriser.

Dans le monde de l'élevage, une poulinière doit produire systématiquement un poulain viable chaque année pour être économiquement rentable. Pour atteindre cet objectif, elle a besoin d'être dans de bonnes conditions physiques, et de présenter des cycles œstraux réguliers. Dans notre pays, nous avons parfois noté que l'intervalle entre poulinage est supérieur à 13 mois voire même dépassant les 18 mois.

Classiquement on définit deux grandes catégories de facteurs pouvant influencer la fonction de reproduction de la jument (Gabillot, 1993) : les facteurs extrinsèques qui la photopériode, la nutrition et le climat (Squire, 1993c ; Christine, 2011) et les facteurs intrinsèques regroupant l'âge, la race, la génétique et les affections congénitales.

Par ailleurs, il est impératif de parvenir à détecter les premières ovulations post-partum, afin d'optimiser la fertilité et de choisir la date idéal de la saillie naturel ou artificielle.

C'est dans le but de rechercher les facteurs limitant d'une bonne fertilité, sur lesquels il serait possible d'agir, que nous avons décidé de conduire cette étude en adoptant l'échographie et le dosage de la progestérone sérique comme outil de suivi de la dynamique folliculaire , le pronostic de l'ovulation au cours des chaleurs du poulinage et le diagnostic de gestation chez un groupe de juments appartenant à trois principales races équines nationales à savoir le Pur-Sang Arabe le Barbe et Arabe-Barbe.

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

CHAPITRE I : La reproduction chez la jument, fondement :

1.1 Généralités sur le cycle œstral

La jument est pubère entre 12 et 24 mois (Monniauxet *al.*, 2009). Cette variation est surtout fonction de l'alimentation et de la saison de naissance (Squire, 1993c; Daels et Hughes, 1993a; Christine, 2011).

La jument est une espèce à poly-œstrus saisonnier (Palmer, 1978; Christine, 2011). Son activité sexuelle dépend du photopériodisme et à lieu pendant les jours les plus longs : en moyenne entre mai et octobre pour l'hémisphère nord (Ginther et *al.*, 1971, Christine, 2011) et entre novembre et avril dans l'hémisphère sud (Burkardt, 1947 ; Ginther et *al.*, 1972; Guillaume, 1992).

Le cycle sexuel annuel chez la jument comprend les quatre phases suivantes:

- Anœstrus saisonnier: centré sur le mois de décembre où l'appareil génital conserve un aspect de di-œstrus; c'est-à-dire des muqueuses vaginales sèches et pales et un col fermé (Sharp, 1980; Clement, 1997).
- Transition vers la saison sexuelle (centrée sur mars).
- Fertilité maximale centrée autour du solstice d'été ou l'appareil génital va subir des modifications cycliques sous l'imprégnation des œstrogènes, la muqueuse du vagin devient rose et humide, un mucus filant et translucide peut être observé. Le col est dilaté et repose sur le plancher du vagin. Les lèvres vulvaires sont gonflées.
- Transition vers l'anœstrus saisonnier (septembre – octobre).

Cependant, 15 à 20% des femelles sont cyclées toute l'année (Greenhoff et Kenney, 1975; Daels et Hugues, 1993a).

Le cycle œstral est défini comme la période séparant deux ovulations accompagnées de chaleurs et/ou d'un niveau de progestérone inférieur à 1 ng/ml (Blanchard, et *al.*, 2003) et suivies chacune d'une élévation de la progestéronémie (Tibary et *al.*, 1994b), il dure en moyenne 22 jours chez la jument (Christine, 2011) et 24 jours chez la ponette (Ginther, 1992; Rossdale, 1992; Bernardeau et *al.*, 1998) (Tableau 01).

La variation peut être expliquée par la race, la lactation et les facteurs saisonniers, (Heidler et *al.*, 2004), cette variation est principalement due à la différence de la durée de l'œstrus (Palmer, 1978), plutôt à celle de di-œstrus lui-même (Ginther, 1979).

Les juments sont spécifiques parce qu'elles sont capables d'ovuler, tandis que leurs concentrations de progestérone restent élevés (Hughes et *al.*, 1972; Hughes et *al.*, 1985; Ginther et Pierson, 1989; Newcombe, 1997a).

Le cycle œstral est conventionnellement divisé en deux phases :

- l'œstrus ou phase d'acceptation du mâle, de durée très variable selon les femelles et selon la saison (en moyenne 7 jours chez les juments et 8 jours chez les ponettes avec des

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

extrêmes de 3 à 12 jours) (Hughes et *al.*, 1972 ; Ginther, 1992; Daels et Hughes, 1993a; Tibary et *al.*, 1994b; Bergfelt et Adams, 2007).

- le di-œstrus ou phase de refus du mâle de durée plus stable (14 à 15 jours chez les juments et 16 jours chez les ponettes) (Ginther, 1992; Tibary et *al.*, 1994b). Où l'appareil génital sous imprégnation progestéronique présente des caractéristiques identiques à celle d'une gestation débutante (Sharp, 1980).

le retour en chaleur à lieu 15 jours après l'ovulation précédente (Tibary et *al.*, 1994b).

Tableau (01). Paramètres des cycles œstraux chez quelques Mammifères (Thibault, 2001).

Espèce	Durée du cycle (intervalle)	Durée De la phase lutéale (intervalle)	Durée De la phase folliculaire (intervalle)	Durée œstrus	Moment de l'ovulation après le début des chaleurs
Vache	21j (18-25)	17j (15-19)	12J (12-15)	14J	27h
Brebis	17j (15-19)	15j (14-16)	2j (2-3)	24h	18-36h
Jument	21J (16-30j)	14j (12-15)	7j (4-15)	6J (2-14)	6j (2-14)
Truie	21J	14j	6J	55h	35-40h
Ratte	4-5J	1-2j	3J	9h	8-10h

1.2. Appareil génital de la jument:

1.2.1. Anatomie descriptive:

L'appareil reproducteur de la jument est un organe en forme de Y tubulaire (Blanchard, et *al.*, 2003). Le périnée, la vulve, le vagin, et le col de l'utérus offrant une protection pour les structures interne (l'utérus, trompes de Fallope et les ovaires), qui sont responsables de la fertilité et du développement embryonnaire (Figure 01).

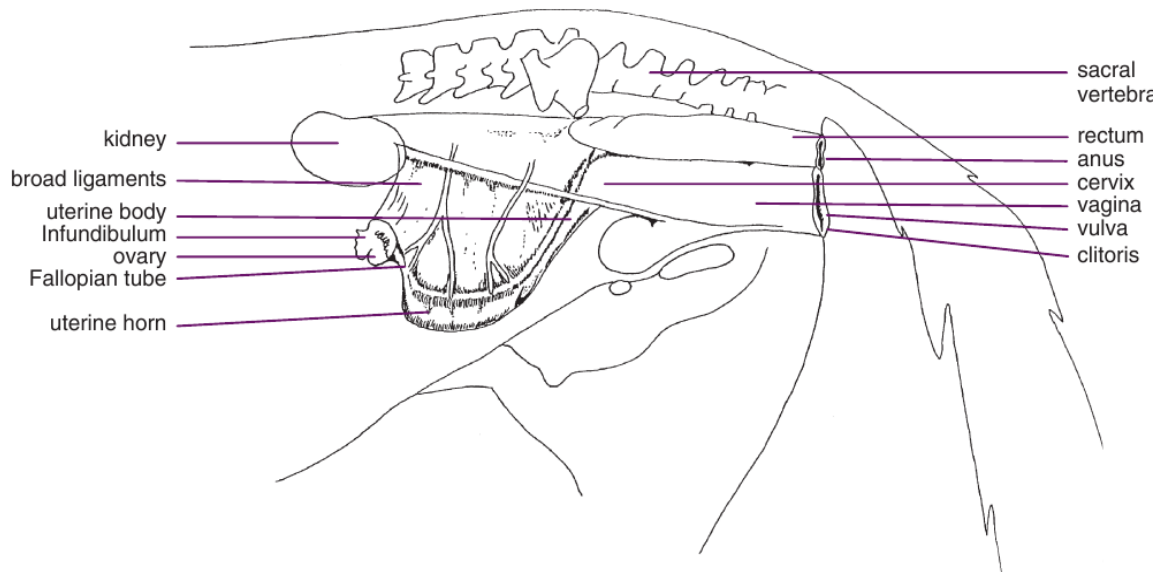


Figure 4. Vue latérale de l'appareil génital de la jument (Mina, 2005).

1.2.1.1 Les ovaires :

L'ovaire de la jument adulte se présente sous la forme d'un organe globuleux (4 à 8 cm × 4 à 6 cm au cours de la saison de reproduction) (Gary, 2005) ressemblant à un gros haricot (Blanchard, et *al.*, 2003; Mina, 2005). Cette conformation caractéristique est due à la fosse d'ovulation qui encoche profondément le bord libre ventro-crânial.

L'ovaire entier est contenu dans une couche protectrice épaisse (l'albuginée) sauf pour la fosse ovulatoire. Chaque ovaire pèse en moyenne 70 à 80 grammes. L'ovaire gauche étant souvent plus lourd. Les variations de taille et de poids sont importantes selon les périodes du cycle sexuel et d'un individu à l'autre (Blanchard, et *al.*, 2003) (figure.2). Ils permettent la production d'hormones ovariennes (œstrogènes et progestérone) responsables du comportement sexuel et des modifications des voies génitales au cours du cycle sexuel et la production des gamètes femelles au sein des follicules ovariens. La structure de l'ovaire étant inversée chez la jument par rapport aux autres mammifères, avec une corticale entourée par la médulla (Sertich, 1998 ; Ginther, 1986 ; Barone, 1978, Mina, et al, 2008) (figure 03). Le site des ovulations est restreint à la fosse ovulatoire et non pas étendu sur toute la surface de l'ovaire (Barone, 1990).



Figure 5. Les ovaires de la jument (Mina, et al., 2008).

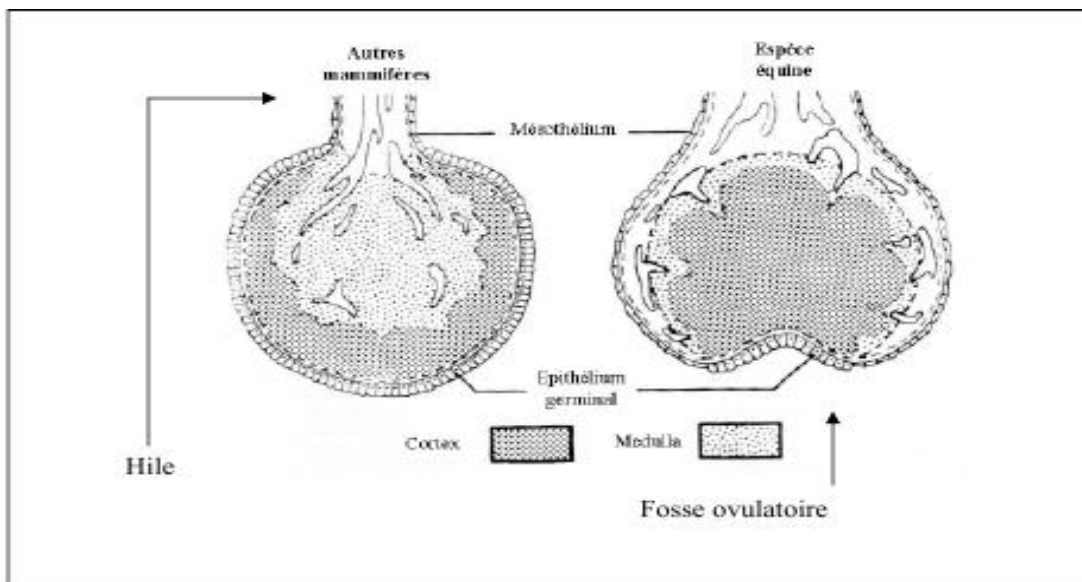


Figure 6. Disposition schématique comparée de la médulla et du cortex chez la jument et chez les autres mammifères (Ginther, 1992).

1.2.1.2 L'utérus : On le divise généralement en trois parties:

- Les trompes utérines
- Les cornes et le corps de l'utérus
- Le col de l'utérus

1.2.1.2.1. Les trompes utérines:

La jument a deux trompes de Fallope (oviductes) reliant la partie supérieure de chaque corne utérine avec chaque ovaire (Mina, 2005). Elles constituent une des voies internes d'excrétion où cheminera l'ovule. Ce sont des conduits de 20 à 30 cm de long (Blanchard, et al. 2003). Chez la

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

jument, tous les ovules sont libérés d'une zone spécifique de l'ovaire appelé la fosse d'ovulation, Les trompes utérines sont divisés en trois parties l'infundibulum, trompes de Fallope et l'isthme (Blanchard, et *al.* 2003; Gary, 2005; Mina, 2005). Les trompes sont formées d'une couche externe très fine, d'une couche médiane musculaire et d'un revêtement interne muqueux unicellulaire. Les cellules constituant la muqueuse interne sont ciliées (Mina, 2005).

1.2.1.2.2. Les cornes et le corps de l'utérus:

L'utérus de la jument présente un corps associé à deux cornes utérines ce qui lui donne une forme en Y (Blanchard, et *al.* 2003; Gary, 2005; Mina, 2005). La taille exacte de l'utérus est variable, tout dépend la phase œstral et la gestation, mais généralement le corps est un peu plus grand que les cornes (Mina, 2005). Les cornes sont cylindroïdes. Leur apex est hémisphérique au voisinage de l'ovaire et leur base étroit qui forme une limite précise avec le corps de l'organe. Les cornes sont nettement aplaties dorso-ventralement et reçoivent sur la face dorsale, l'attache des ligaments larges (mésos permettant leur suspension au toit de la cavité abdominale) (Blanchard, et *al.* 2003; Mina, 2005).

Le corps utérin et les cornes utérines présentent la particularité d'être facilement dilatables. La muqueuse utérine présente de nombreux plis qui subissent des modifications lors du cycle sexuel. Ces plis sont beaucoup plus développés dans le corps utérin et à la base des cornes utérines. Cette muqueuse est recouverte par un mucus filant et épais qui subit lui aussi des modifications lors du cycle sexuel.

1.2.1.2.3. Le col de l'utérus:

Il sépare l'utérus du vagin (Mina, 2005). C'est un organe à paroi épaisse (30 à 35 mm) qui délimite un canal rectiligne de 5 à 8 cm de long : le canal cervical (Gary, 2005). Il est tapissé d'une muqueuse blanchâtre ou rosée, présentant des plis longitudinaux continus avec l'endomètre (Blanchard, et *al.*, 2003). L'ostium interne forme un court infundibulum représentant l'isthme (figure 04).

La morphologie du col présente de nombreuses variations au cours du cycle sexuel. Tout d'abord dur, fermé, de teinte pâle lors des périodes de repos sexuel, il devient mou, congestionné et s'ouvre progressivement au moment de l'œstrus.

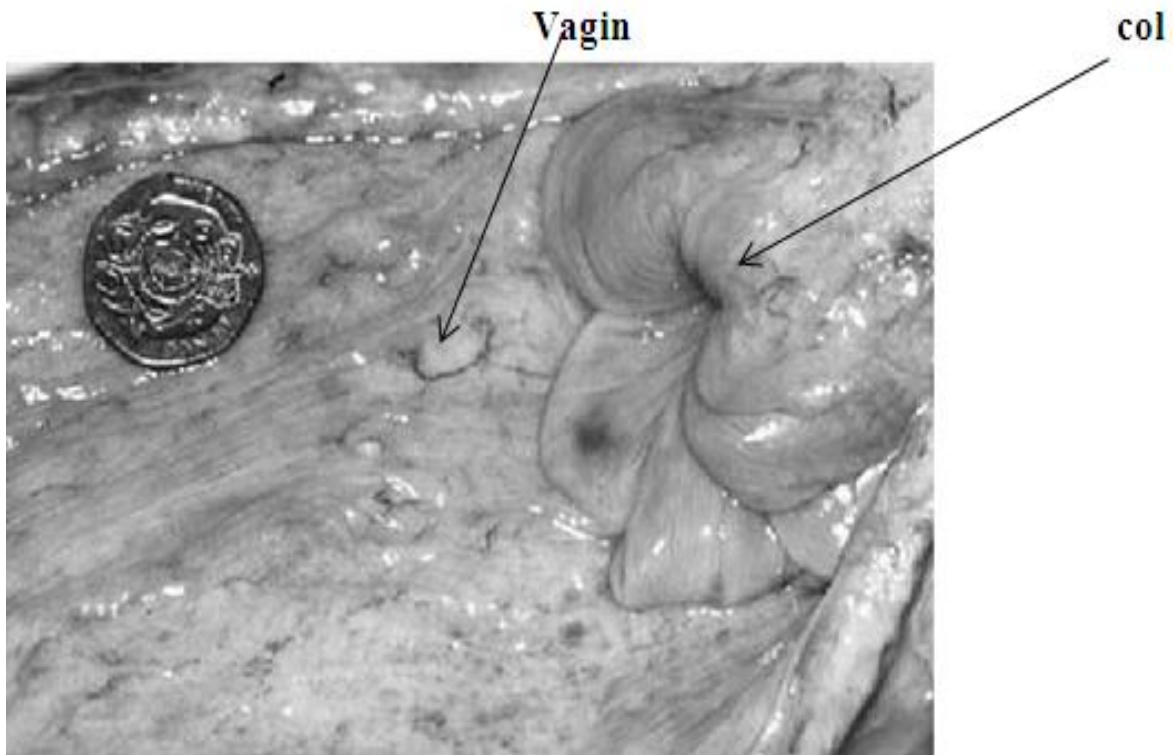


Figure 07 : Le col de l'utérus et la surface interne du vagin, chez la jument (Mina, 2005).

1.2.1.3. Le vagin :

Le vagin se situe entre la vulve et du col de l'utérus (Mina, 2005). Il est tubulaire et mesure environ 20 centimètres (Blanchard, et *al.* 2003). A l'état normal, les parois sont en contact mais lors de l'accouplement, les parois peuvent s'écarter pouvant atteindre 12 centimètres de diamètre. Ses possibilités de dilatation ne sont limitées que par le squelette de la ceinture pelvienne qui l'entoure (Mina, 2005).

La cavité du vagin est divisée en deux par un repli de la paroi : l'hymen. Il est bien développé chez 80 % des juments et il peut être imperforé chez certains sujets. Le conduit urinaire s'ouvre juste en arrière de la région de l'hymen, au centre du plancher postérieur du vagin. Les parois du vagin sont formées d'un revêtement muqueux interne et d'une musculuse externe très élastique. Celle-ci ne contient pas de glandes. Pendant l'œstrus, la muqueuse interne présente une couleur rosée et les sécrétions vaginales sont acides.

1.2.1.4 La vulve et le clitoris :

La vulve représente la partie postérieure du tractus génital est de 12 à 15 cm de longueur (Blanchard, et *al.* 2003). Le vestibule du vagin peut être considéré comme faisant partie de la vulve. Les lèvres de la vulve sont relativement minces. Leur peau est fine, très pigmentée, lisse, riche en glandes sébacées et sudoripares. Sous la peau se trouve une couche musculaire capable de contracter la vulve et qui fusionne avec le sphincter de l'anus situé en position dorsale tout en

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

entourant le clitoris en position ventrale. Le muscle est en partie responsable de la rétraction ou de l'allongement de la vulve lors des modifications liées au cycle sexuel (Mina, 2005).

Le clitoris apparaît lorsque les lèvres de la vulve sont écartées. C'est une structure ronde de 7 à 9 centimètres de long, logée dans une cavité de la commissure ventrale de la fosse clitoridienne. Il est un peu bilobé et possède un léger prolongement dorsal. La fosse clitoridienne est tapissée d'une muqueuse plissée, noirâtre, et riche en glandes sébacées (Mina, 2005).

1.3. Modifications ovariennes :

Au niveau de l'ovaire, deux phases se succèdent durant le cycle œstral :

- la phase folliculaire, caractérisée par la présence d'un ou plusieurs gros follicules en croissance qui aboutira à l'ovulation d'au moins l'un d'entre eux.
- la phase lutéale, caractérisée par la présence d'un corps jaune qui secrète de la progestérone.

1.3.1. Dynamique folliculaire :

1.3.1.1. Etapes de la folliculogénèse :

La folliculogénèse c'est la croissance et la maturation du follicule, entre la réserve constituée par l'ovogénèse (follicule primordial) et l'ovulation qui correspond à la rupture du follicule mûr (tertiaire préovulatoire). La durée totale du processus de folliculogénèse, est d'environ cinquante-cinq à soixante jours (Cécile, 2006). La première partie de cette évolution a lieu au cours du développement dans la gonade pré-pubère (Del Campo et *al.*, 1990; Ginther, 1992; Pierson, 1993; Hafez et Hafez, 2000). La seconde correspond à la maturation folliculaire observée lors de l'activité cyclique. Chez la jument, les follicules primordiaux mesurent 0,2 à 0,4 cm (Driancourt et *al.*, 1982).

La réserve de la jument à la naissance est constituée d'environ 40 000 follicules primordiaux contre 120 000 chez la vache, 450 000 chez la femme, et 200 000 chez la brebis (Erickson, 1966 ; Driancourt et *al.*, 1982, 1991 ; Ginther, 1992c). Un follicule primordial est un ovocyte primaire entouré de cellules aplaties indifférenciées. Il grossit et donne un follicule primaire qui contient un ovocyte développé. La différenciation et les mitoses des cellules aplaties forment une couche de cellules cubique. Dans le follicule secondaire, la thèque interne se développe et deux couches de cellules de la granulosa se superposent. Le follicule tertiaire est caractérisé par un antrum contenant un exsudat produit par les cellules de la granulosa. La paroi folliculaire est alors composée de plusieurs couches de cellules de la granulosa et de cellules de la thèque séparées l'une de l'autre par une lame basale. Le développement de ce follicule tertiaire en follicule mûr (ou préovulatoire) est marqué par un accroissement considérable de l'antrum, la différenciation et l'épaississement de la paroi (Pierson, 1993).

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

1.3.1.2. Croissance et différenciation du follicule :

1.3.1.2.1. Recrutement :

Le recrutement correspond à la sortie de la réserve et l'entrée en croissance une cohorte de 8-12 follicules primordiaux (de moins de 10 mm) (Anne-Cécile et *al.* 2003; Juan, et *al.*, 2007). Il débute entre le 6^{ème} et le 10^{ème} jour du di-œstrus soit 11 à 14 jours avant ovulation.

1.3.1.2.2. Croissance :

Le follicule recruté poursuit son développement jusqu'à devenir un follicule à antrum qui sera sélectionnable. La croissance est caractérisée par une augmentation de la vascularisation thécale et une augmentation de la taille du follicule qui atteint 20 à 30 mm environ (Ginther, 1992 ; Pierson, 1993; Ginther et *al.*, 2003).

1.3.1.2.3. Sélection :

La sélection correspond à l'ajustement du nombre de follicules recrutés au nombre d'ovulations et détermine le choix et l'individualisation du follicule qui ovulera, dit « dominant ». Elle se produit 6 à 8 jours avant ovulation (Gastal et *al.*, 1997)

1.3.1.2.4. Dominance :

La dominance correspond à la sécrétion par le follicule sélectionné de facteurs qui contrôlent la croissance des follicules de la même vague et provoque leur atresie (Tibary et *al.*, 1994b).

1.3.1.3. Les vagues de croissance folliculaire :

Une vague de croissance est caractérisée par l'augmentation puis la diminution du diamètre d'un groupe de follicules pendant la durée d'un cycle œstral.

Une vague de croissance au cours de laquelle s'effectuent le recrutement et la sélection d'un follicule dominant est appelée « vague de croissance majeure », par opposition aux vagues de croissance mineures qui se produisent avant la puberté, au cours desquelles aucun follicule n'est sélectionné (Ginther, 1992 ; Daels et Hugues, 1993a; Squires, 1993b).

Dans 80 % des cycles, une vague de croissance primaire se développe : en fin d'œstrus, l'ovaire de la jument contient de nombreux petits follicules mesurant 2 à 5 mm qui grandissent pendant la phase lutéale, à la vitesse moyenne de 3 mm par jour (Palmer 1987; Christine, 2011). La croissance de ces petits follicules aboutit à l'émergence d'un follicule dominant en milieu de cycle, vers le dixième jour de la phase lutéale. Ce follicule atteint la taille de 25-30 mm en fin de di-œstrus, et son développement ultérieur aboutit à une ovulation, unique le plus souvent, en phase œstrale (s'il y a ovulation) (Palmer, 1987 ; Ginther, 1992 ; Daels et Hugues, 1993a).

Dans 20 % des cycles, il se produit deux vagues de croissance décalées dans le temps au cours d'un même cycle (figure 5). La vague de croissance secondaire est caractérisée par l'émergence d'un follicule dominant en fin d'œstrus ou en début de di-œstrus (Elvire, 2006). La vache

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

présente de 2 à 4 vagues folliculaires, exceptionnellement jusqu'à 6, dont deux vagues chez 75% des vaches (Bleach et *al.*, 2004) et trois vagues chez 70% des génisses (Wolfenson et *al.*, 2004).

Le nombre de vagues folliculaires affecte la durée totale du cycle, la durée de la vague folliculaire ainsi que le pourcentage d'ovulations doubles (Jaiswalet *al.*, 2009).

Les brebis présentent de 2 à 4 vagues folliculaires par cycle. Les follicules ovulatoires se développent majoritairement à partir des follicules issus de la dernière vague folliculaire. Mais dans certains cas, les follicules ovulatoires peuvent aussi provenir de l'avant-dernière vague folliculaire (Evans, 2003).

Tableau (02) : La fréquence des ovulations et nombre de vagues folliculaires chez différentes espèces de mammifères (Driancourt et *al.*, 2001 ; Monniaux et *al.*, 2009).

Espèce	Intervalle entre ovulations en jour	Nombre de vague de croissance folliculaire par cycle
Femme	28	1
Vache	17-25	2-3
Truie	21	1
Brebis	17	4-6
Jument	20-25 pendant la saison de reproduction	1-2
Chienne	6-7mois	1
Chatte	2-3 semaines pendant la saison de reproduction	1
Rongeurs	4-5	1

Dans 15 % des cycles, cette seconde vague de croissance folliculaire est anovulatoire. Dans 5 % des cycles, le développement de ce follicule préovulatoire en début de di-œstrus aboutit à une ovulation pendant le di-œstrus, sans que la jument ne soit en chaleur (Ginther, 1992 ; Daels et Hugues, 1993a; Pierson, 1993; Tibary et *al.*, 1994b).

Ces ovulations di-œstrales peuvent être fécondantes si elles surviennent assez tôt pendant le di-œstrus (Elvire, 2006; Bergfelt et Adams, 2007). En revanche, si l'ovulation se produit en fin de di-œstrus, le corps jaune résultant d'une telle ovulation ne sera pas assez mûr pour répondre à la sécrétion de prostaglandines F2 α par l'endomètre en fin de phase lutéale (Elvire, 2006). La durée de vie de ce corps jaune et celle du cycle seront alors augmentées, et la jument pourrait présenter un anœstrus par corps jaune persistant (Daels et Hugues, 1993a,b; Tibary et *al.*, 1994b).

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

Le pourcentage de juments avec un ou deux vagues folliculaires est influencé par la race (Ginther, 1992). Les juments Pur-Sang ont une prévalence plus élevée des cycles avec deux vagues folliculaires par rapport à d'autres races telles que le Quarter horse ou Poneys (Ginther, 2000).

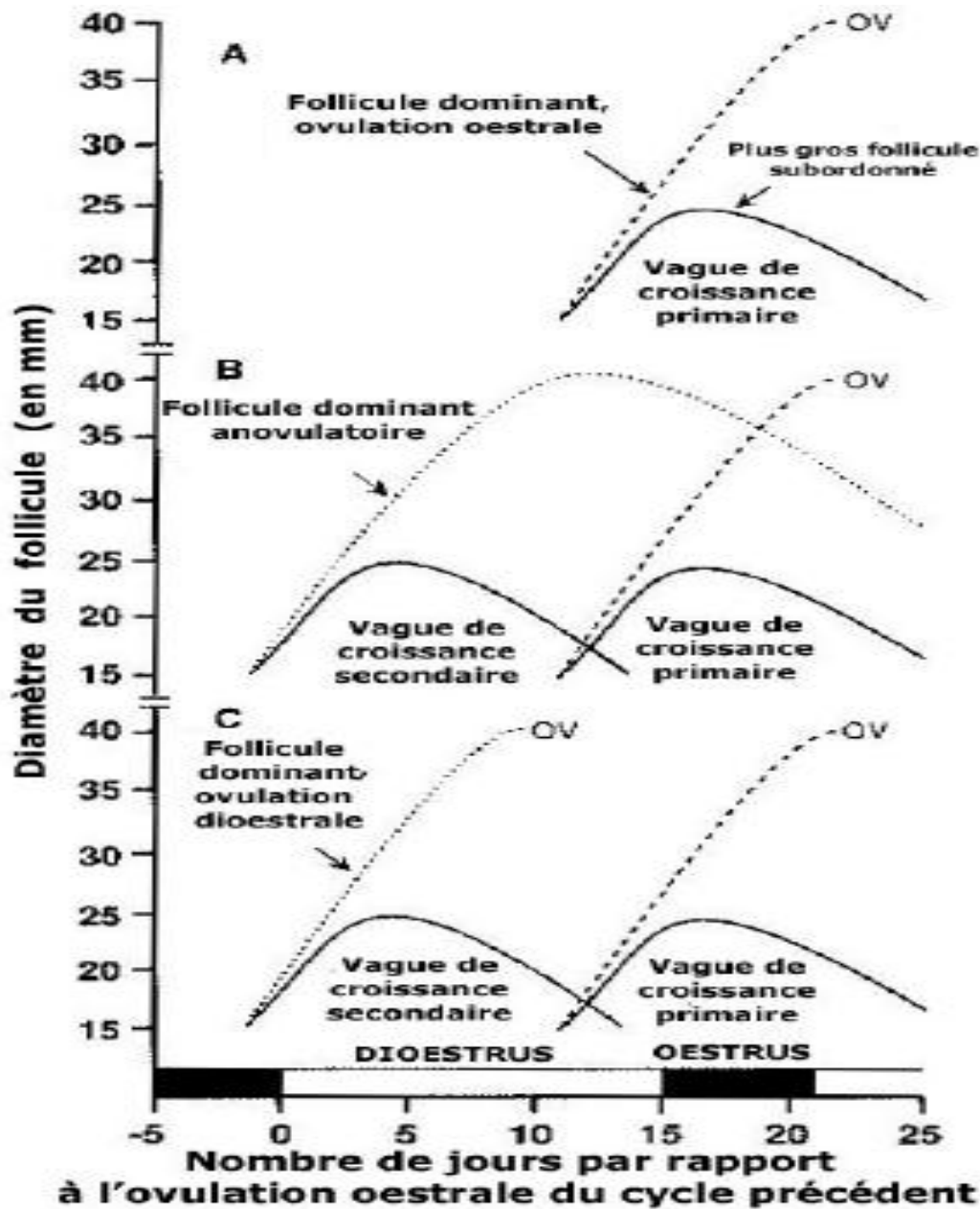


Figure 5 : Schéma des trois types de cycles chez la jument (Ginther, 1992).

A : Une vague de croissance folliculaire

B : Deux vagues de croissance folliculaire avec une ovulation œstrale

C : Deux vagues de croissance folliculaire avec ovulations diœstrale et oestrale

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

1.3.1.4. Devenir des follicules :

L'entrée d'un follicule primordial en croissance et en différenciation est une étape irréversible de la folliculogénèse (Elvire, 2006). Elle a deux issues possibles :

- la régression et la dégénérescence des follicules de la vague non sélectionnés ou du follicule dominant: c'est le phénomène d'atrésie.
- l'ovulation d'un follicule devenu dominant.

1.3.1.4.1. L'atrésie :

Ce phénomène irréversible concerne 99% des follicules de la jument (Pierson, 1993). Il correspond à l'involution des cellules de la granulosa puis de la thèque. Le mécanisme impliqué dans l'atrésie est l'apoptose : c'est une mort cellulaire programmée, caractérisée par l'activation d'endonucléases aboutissant à la fragmentation de l'ADN (Acide Désoxyribo-Nucléique). Elle se différencie ainsi de la mort cellulaire par nécrose. Les événements biochimiques qui gouvernent l'atrésie ne sont pas connus (Ginther, 1992).

Sur le plan morphologique, le follicule atrétique est caractérisé par une diminution de taille, l'apparition d'un noyau pycnotique dans les cellules de la granulosa suivie d'une dégénérescence de l'ovocyte puis d'une destruction des cellules de la granulosa. Parfois, on observe un clivage de l'ovocyte. Les cellules de la thèque interne s'atrophient et leur production d'œstradiol est fortement réduite. La vascularisation de la thèque interne diminue considérablement (Palmer, 1987; Ginther, 1992).

Au niveau fonctionnel, les marqueurs biochimiques de l'atrésie sont une augmentation de l'activité lysosomiale et une diminution de la synthèse des protéines et acides nucléiques. L'atrésie est caractérisée par une diminution qualitative et quantitative, puis un arrêt de la stéroïdogénèse (Ginther, 1992).

L'atrésie serait donc un processus de dégradation cellulaire impliqué dans la sélection du follicule dominant (Elvire, 2006).

1.3.1.4.2. L'ovulation :

Elle concerne le follicule dominant qui répond à une élévation du taux circulant de Follicle-Stimulating Hormone (FSH) et Luteinizing Hormone (LH) par un remaniement structural conduisant à sa rupture et à l'expulsion de l'ovocyte mûr ainsi que du liquide folliculaire dans lequel baignait cet ovocyte (Tiret et Lefrançois, 2001). L'ovulation de la jument est un phénomène rapide qui dure environ 2 minutes (Blanchard et *al.*, 1998), après la lutéolyse du corps jaune de cycle précédent (Cécile, 2006), 25 % des juments Pur-Sang et Trotteur Américaine présentent une double ovulation, et 02% chez le Poneys (Christine, 2011), moins de 1% ont une ovulation triple (Tibary et *al.*, 1994a), et rare chez les Pur-Sang Arabe (Emmeline, 1010).

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

Une majorité des juments maiden (62%) présente leur première ovulation sur l'ovaire gauche, ceci probablement du fait d'une meilleure vascularisation initiale (Elvire, 2006). Cette asymétrie d'irrigation sanguine s'estompe à la première gestation qui provoque une hypertrophie vasculaire identique sur les deux ovaires (Ginther, 1992).

Environ 78 % des juments ovulent deux jours avant la fin de l'œstrus, 12 % ovulent plus de deux jours avant la fin de l'œstrus et 10 % ovulent après la fin de leur comportement d'œstrus (Daels et Hugues, 1993a).

Le diamètre du follicule prêt à ovuler mesure en moyen 40mm (Christine, 2011), 45 mm (Ginther, 1992c ; Pierson, 1993), rarement moins de 35 mm (Blanchard, et *al.*, 2003) contre 16 à 20 mm chez la vache (Fieni et *al.*, 1995), 600µm chez la souris (Gougeon, 1996) et à peine 20mm chez la femme (Gougeon, 1996).

Dans le cas de double ovulation bilatérale, le diamètre des deux follicules est identique (40 mm en moyen) mais inférieur à celui d'un follicule conduisant à une ovulation simple (Elvire, 2006). Lors de double ovulation unilatérale, le diamètre du premier follicule à ovuler est en moyen de 39 mm et celui du second d'environ 34 mm (Pierson, 1993). Ce diamètre folliculaire dépend de la saison (plus large de 5-8 millimètres au printemps), de la race (5 millimètres plus petit pour les races miniatures, 10 millimètres de plus pour les juments de trait), mais aussi du nombre de follicules ovulatoires : une diminution de 4-9 millimètres de diamètre est notée dans les doubles ovulations par rapport aux ovulations uniques (Bergfelt et Adams, 2007) .85% des follicules changent de forme dans les heures précédant l'ovulation (Elvire, 2006) (Figure 06).

Le contour folliculaire devient irrégulier et passe de sphérique à conique ou en forme de poire, l'apex pointant vers la fosse ovulatoire, seul endroit de l'ovaire d'où puisse sortir l'ovocyte (la structure de l'ovaire étant inversée chez la jument par rapport aux autres mammifères, avec une corticale entourée par la médulla). Ce changement de forme pourrait être dû à une légère diminution de pression à l'intérieur de l'antrum. Les autres follicules restent bien sphériques (Ginther, 1992; Pierson, 1993). 90% des follicules se ramollissent dans les 12 à 72 heures précédant l'ovulation. Le passage d'une consistance turgide à molle est perceptible à la palpation transrectale (Ginther, 1992; Pierson, 1993; Tibary et *al.*, 1994a). Il faut cependant souligner qu'aucun critère n'est suffisamment fiable pour pouvoir prédire la survenue de l'ovulation à 48 heures (Ginther, 1992). L'expulsion de l'ovocyte nécessite la désintégration de l'apex du follicule, à la suite des ruptures des couches cellulaires de la granulosa, de la lame basale, des thèques interne et externe, du stroma ovarien et de l'épithélium germinatif ovarien situé au niveau de la fosse ovulatoire (Pierson, 1993; Ginther, 1992).

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

1.3.1.4.3. Caractéristiques du follicule pré ovulatoire :

Le follicule dominant présente une grande taille (supérieure à 25 mm) ou la plus grande taille des follicules en croissance, avec un taux de croissance de 3 mm par jour (figure 5) (Ginther *et al.*, 2001; Pierson, 1993 ; Daels et Hugues, 1993a ; Ginther, 1992). Il possède un nombre de cellules de la granulosa maximum mais avec un taux de mitoses minimal. Il est celui qui produit le plus de stéroïdes, et réceptif aux stimulations gonadotropes. Sa plus grande réceptivité à la LH est notamment due à une augmentation du nombre de ses récepteurs à la LH sur les cellules de la thèque. Sa réceptivité à la FSH est due à une augmentation du nombre de cellules de la granulosa et à une augmentation de la sensibilité intracellulaire à la FSH. Ces effets sont potentialisés par l'œstradiol. Par ailleurs, le follicule préovulatoire est le plus vascularisé et ses capillaires fenêtrés ont une perméabilité supérieure à celle des autres follicules. Enfin, le follicule préovulatoire inhibe la croissance des autres follicules localement par sécrétion paracrine et endocrine puisqu'il inhibe aussi le développement des follicules sur l'ovaire opposé (Pierson, 1993).

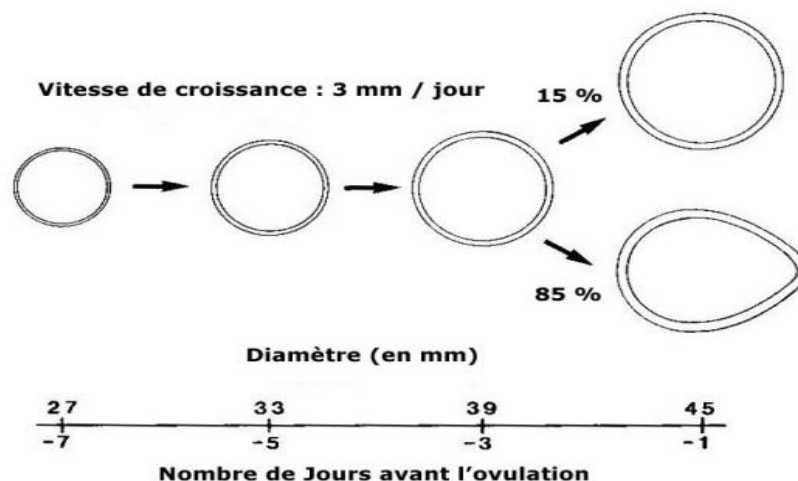


Figure 06: Schéma représentant la croissance et les changements de forme du follicule préovulatoire équin (Ginther, 1992).

1.3.2. Particularités de la maturation folliculaire et ovocytaire :

Dans la plupart des espèces domestiques, la maturation finale de l'ovocyte comporte deux étapes:

- La maturation nucléaire qui permettra d'atteindre le stade métaphase 2.
- la maturation cytoplasmique qui donne à l'ovocyte la capacité d'être fécondé (Albertini *et al.*, 1993) et de se développer ultérieurement en blastocyste.

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

Deux types de constituants folliculaires ont été identifiés comme favorisant la maturation cytoplasmique : l'Epidermal Growth factor (EGF) (Goudet et *al.*, 2000)/ Transforming Growth factor (TGF α) et les inhibines / activines (Driancourt, 2001).

1.3.2.1. Maturation nucléaire ou méiotique :

Dans les 36 heures précédant l'ovulation, l'ovocyte, bloqué en prophase I, reprend la méiose sous l'influence de LH et de facteurs mal connus dans l'espèce équine. Les étapes sont identiques à celles décrites chez les autres mammifères domestiques : après rupture de l'enveloppe nucléaire, la métaphase de première division méiotique (ou métaphase I) conduit à l'émission du premier globule polaire ; puis la méiose se poursuit jusqu'en métaphase de deuxième division méiotique (ou métaphase II), stade auquel l'ovulation se produit. Jusqu'à sa fécondation, l'ovocyte reste bloqué en métaphase II (Gröndahl et *al.*, 1995a; Enders et *al.*, 1987; King et *al.*, 1987). L'ovocyte équin est ovulé au stade de métaphase II (Bézar et *al.*, 1995; King et *al.*, 1987).

1.3.2.2. Maturation cytoplasmique :

Bezard (1997) explique qu'une maturation nucléaire complète ne suffit pas à garantir la qualité de l'ovocyte destiné à être fécondé pour donner un embryon (Plachot et *al.*, 1988) ; la maturation cytoplasmique finale doit également être achevée ; la migration des granules corticaux vers l'oolemme est un critère d'évaluation de la maturation cytoplasmique dans l'ovocyte des mammifères : dans les ovocytes équins juste avant l'ovulation, la plupart des granules corticaux sont alignés en périphérie le long de l'oolemme.(Ambruosi et *al.*, 2009).

Avant la maturation, l'ovocyte synthétise et stocke en grande quantité des acides ribonucléiques messagers (ARNm) et des protéines qui seront utilisés lors du développement embryonnaire (Alm et *al.*, 1998) comme chez les autres mammifères (Crozet et *al.*, 1986; Crozet et *al.*, 1981)

1.3.2.3. Expansion du cumulus :

Les ovocytes immatures au stade vésicule germinale dans les stades précoces de follicules préovulatoires sont complètement entourés par des cellules du cumulus compactes. Juste avant le moment attendu de l'ovulation, les ovocytes en métaphase II sont entourés par un gros complexe jaune : le cumulus oophorus expansé, mesurant en moyen 2,5 mm de diamètre ; cette structure gélatineuse collante est composée de matériel cellulaire et acellulaire tel que l'acide hyaluronique (Bezard, 1997). Hinrichs et *al.*, (1998a) considèrent l'expansion du cumulus comme un signe que le follicule a répondu à la stimulation par les gonadotrophines et est prêt à ovuler.

1.3.3. Le corps jaune :

L'ovulation donne lieu à des remaniements des cellules de la thèque et de la granulosa qui conduisent à la formation d'un corps jaune. Chez la jument, les cellules lutéales semblent

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

exclusivement dérivées des cellules de la granulosa. les cellules de la thèque ayant totalement dégénéré 24 heures après ovulation (Van Niekerk et *al.*, 1975).

Les cellules de la granulosa grossissent après ovulation ; elles sont totalement lutéinisées et commencent immédiatement à produire de la progestérone (Roberto da Costa et *al.*, 2005). Elles continuent de croître jusqu'au 8^{ème} jour du cycle (la progestéronémie est maximale), le corps jaune est alors constitué de grandes cellules et de plus petites cellules. la synthèse de la progestérone est limitée aux grandes cellules lutéales (Ferreira-Dias et *al.*, 2007; Roberto da Costa et *al.*, 2005).

Le corps jaune a une morphologie qui varie au cours du di-œstrus (Tibary et *al.*, 1994b ; Niswender et Nett, 1993 ; Squires, 1993a). Cette différence de morphologie n'a aucune influence sur la fonction de sécrétion et ne modifie en rien la durée du di-œstrus (Ginther, 1992; Niswender et Nett, 1993; Squires, 1993a; Tibary et *al.*, 1994b;).

Si la jument n'est pas gestante, le processus de lutéolyse commence 12 à 16 jours après ovulation (Elvire, 2006; Ginther, 1979; Christine, 2011), il est induite par deux à quatre pulsations séquentielles de la prostaglandine PGF2 α chez les juments (Ginther et *al.*, 2008c; 2009 c) et les génisses (Ginther et *al.*, 2007b ; 2009a; 2010c). La lutéolyse se manifeste par une diminution du diamètre des cellules lutéales et une diminution synchrone de la progestéronémie (Niswender et Nett, 1993; Daels et Hugues, 1993a; Squires, 1993a; Tibary et *al.*, 1994b; Ginther et *al.*, 2005, 2007a).

1.4. Endocrinologie du cycle œstral :

Les modifications comportementales et ovariennes sont soumises à un contrôle hormonal étroit. Nous verrons successivement la fonction endocrine des ovaires, la régulation par l'axe hypothalamo-hypophysaire puis la fonction endocrine de l'utérus.

1.4.1. Fonction endocrine des ovaires :

1.4.1.2. Les hormones stéroïdiennes :

La présence de stéroïdes dans le fluide folliculaire de jument a été montrée dès 1960 (Short, 1960), et la capacité stéroïdogène des cellules folliculaires a été décrite quelques années plus tard (Ryan et Short, 1965). Dans l'espèce équine, la croissance du follicule dominant est caractérisé par l'augmentation intra-folliculaire des concentrations d'oestradiol-17 β et de progestérone (Fay et Douglas, 1987; Sirois et *al.*, 1990; Gérard et *al.*, 1998; Gérard et Monget, 1998), associée à l'augmentation du nombre des récepteurs à LH (Fay et Douglas 1987; Goudet et *al.*, 1999) et de l'expression des enzymes impliquées dans la synthèse des stéroïdes comme la cholesterol side-chain cleavage (P450scc), l'aromatase (P450aro) et la Steroidogenic Acute Protein (StAR) dans les cellules de la granulosa et les P450scc et P450 17 α hydroxylase C17-20 lyase (P450-17 α) dans les cellules de la thèque (Fukaya, 1995).

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

Les ovaires contiennent deux glandes endocrines temporaires : les follicules et le corps jaune. (Ginther, 1992).

1.4.1.2.1. Les œstrogènes :

Le terme d'œstrogène provient du fait que ces substances induisent l'œstrus, c'est à dire le changement comportemental des animaux qui se caractérise par l'acceptation du mâle (Nett, 1993; Tiret et Lefrançois, 2001).

Chez la jument, les œstrogènes sont produits par les cellules de la thèque interne et de la granulosa des follicules à antrum en maturation (Nett, 1993). La concentration en œstradiol 17 β s'élève à partir de J14-J16 post-ovulation (4 h avant le pic d'une pulsation PGFM) (Ginther et Beg, 2009), ce qui correspond au début de l'œstrus. Le taux maximum est atteint 24 à 48 heures avant l'ovulation (Clément et *al.*, 2009) puis celui-ci chute pour atteindre sa valeur la plus faible 1 à 2 jours après ovulation (Daels et Hugues, 1993a; Gore-Langton et Armstrong, 1994; Okolski et *al.*, 1995; Gérard et *al.*, 1998).

Les valeurs d'œstrogénémie chez la jument sont extrêmement faibles comparées à celles des autres espèces. Par ailleurs, elles sont très variables d'un individu à l'autre et fonction de la méthode de dosage utilisée (Palmer et Terqui, 1977; Ginther 1992c; Daels et Hugues, 1993a; Alexander et Irvine, 1993)

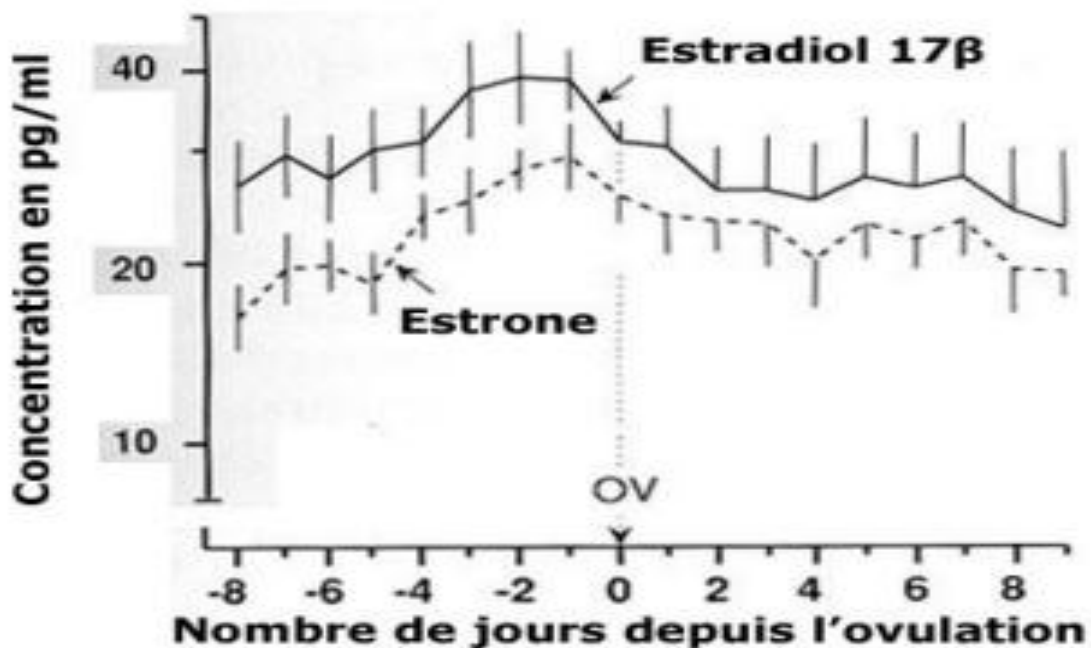


Figure (07): Concentration en œstrogènes pendant la période préovulatoire chez la jument (Moyennes \pm sem., n = 8) (Ginther, 1992).

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

Les œstrogènes sont responsables de l'augmentation de la sécrétion de LH qui commence pendant l'œstrus au moment de la sélection et se poursuit après ovulation (Nett, 1993), et amplifie le phénomène d'inhibition de croissance des follicules voisins (Noden et *al.*, 1975; Daels et Hughes, 1993a).

Par ailleurs, la concentration en œstrogènes formerait un second pic lors de la sélection folliculaire de la vague de croissance secondaire mais ce pic est moins important (Ginther, 1992).

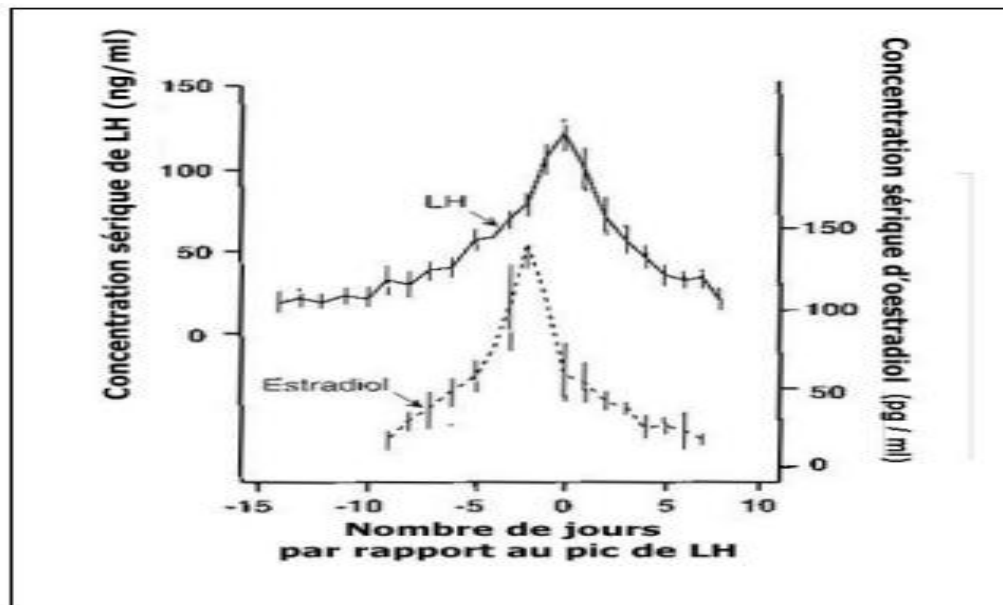


Figure (08) : Concentrations circulantes moyennes de LH et d'œstradiol (n = 8 juments) (Ginther, 1992).

1.4.1.2.2. Les progestagènes :

La progestérone, sécrétée pendant la phase lutéale, est le principal produit du corps jaune. Pendant l'œstrus, la progestéronémie est inférieure à 1 ng/ml. Après l'ovulation, la concentration de progestérone dans le plasma augmente rapidement jusqu'à une valeur maximale de 6 à 10 ng/ml atteinte en 6 jours. Cette concentration est maintenue jusqu'à la lutéolyse qui provoque une rapide diminution de la progestéronémie (Evans et Irvine, 1975; Daels et Hughes, 1993a). Celle-ci retrouve une valeur basale aux environs du 15^{ème} jour du cycle (Daels et Hugues, 1993a). Les autres substances progestagènes sont encore méconnues mais leurs concentrations suivraient le même profil (Ginther, 1992).

La progestérone inhibe le comportement d'œstrus et la décharge pré-ovulante de LH chez la jument. Néanmoins, contrairement à ce qui se produit dans la plupart des autres espèces, la progestérone chez la jument n'inhibe pas complètement la fin de la folliculogénèse et l'ovulation. Ainsi, les follicules peuvent continuer à croître voire ovuler durant la phase lutéale

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

(phénomène de vague de croissance secondaire) même en présence d'une concentration plasmatique de progestérone élevée (Irvine et Alexander, 1993).

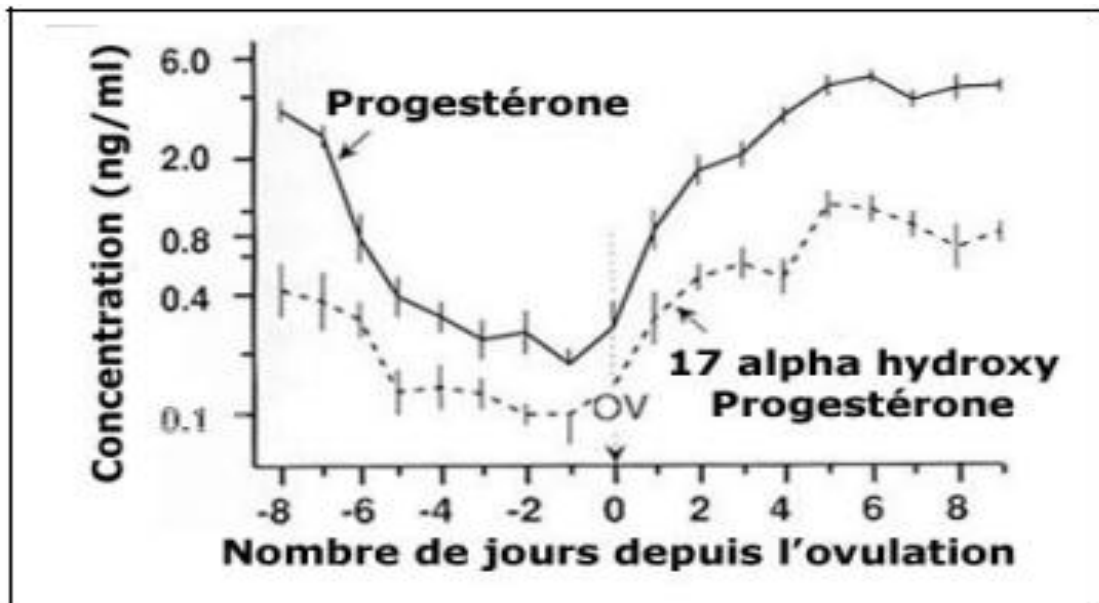


Figure (09) : Concentration en progestagènes (échelle logarithmique) pendant la période préovulatoire chez la jument (moyennes \pm sem, n = 8 juments) (Ginther, 1992).

1.4.2. Régulation hypothalamo-hypophysaire :

Ces stéroïdes (œstrogènes et progestagènes) sont produits en synergie par les cellules de la thèque et de la granulosa, il est donc important que la maturation de ces cellules soit synchrone. Elle est sous le contrôle des hormones hypophysaires dites gonadotropes (Ginther, 1992).

1.4.2.1. Hormones hypophysaires :

Les hormones hypophysaires FSH et LH (ou hormones gonadotropes) sont similaires structurellement, dans leur régulation, et fonctionnent de façon coordonnée pour permettre la fertilité de la jument (Alexander et Irvine, 1993), de poids moléculaire de l'ordre de 33,2 kDA pour eFSH et 33,5 kDA pour eLH (Sherwood et McShan, 1977).

La FSH et la LH sont produites par l'hypophyse dans la pars distalis et la pars tuberalis sous deux modes (Daels et Hugues, 1993a ; Alexander et Irvine, 1993 ; Ginther, 1992):

- une sécrétion de base dite « tonique » à caractère pulsatile de basse fréquence,
- une sécrétion cyclique, également pulsatile mais à haute fréquence.

1.4.2.1.1. Production :

1.4.2.1.1.1. Le Folliclo-stimulatine hormone (FSH) :

La sécrétion de FSH durant le cycle œstral est bimodale en début de saison de reproduction (Isabelle, 2002). Il existe deux pics de sécrétion séparés de 10-12 jours (Evans et Irvine, 1975, Daels et Hugues, 1993a, Pierson, 1993). Le premier pic débute peu de temps avant ovulation et

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

atteint ses maximum 3 à 5 jours après, le second pic a lieu 11 à 13 jours après l'ovulation. Ces deux pics, observés pendant la première partie de la saison sexuelle, sembleraient correspondre au développement de deux vagues de croissance folliculaires (Evans et Irvine, 1975s; Daels et Hugues, 1993a ; Pierson, 1993 ; Alexander et Irvine, 1993;). Plus tard dans la saison, la sécrétion de FSH est uni modale avec un seul pic 11 à 13 jour après ovulation (Turner ; 1979a; Miller et Berg, 1980; Pierson, 1993; Isabelle, 2002).

1.4.2.1.1.2. L'hormone lutéinique (LH) :

Le taux de LH reste bas pendant la moitié du di-œstrus (de J5 à J16) (Cécile, 2006). Après lutéolyse, LH commence à augmenter progressivement 48 h avant l'ovulation (Irvine, 1998), puis des pics 36 h après l'ovulation due à l'absorption de l'œstradiol dans le liquide folliculaire, (Ginther, 2000, Rubion, 2000, Monniaux et *al.*, 2009), et revient à des niveaux minimaux 96 h après l'ovulation (Whitmore et *al.*, 1973; Daels et Hugues, 1993a; Irvine et Alexander, 1994; Rubion, 2000; Gastal et *al.*, 2006a Ginther et *al.*, 2009c). Ce schéma diffère de ce qui est observé chez la vache, la brebis, et la femme. En effet, dans ces espèces, la sécrétion de LH forme un pic de concentration juste avant ovulation appelé pic ovulatoire (Brannstrom et *al.*, 1998; Driancourt et Levasseur, 2001; Acosta et *al.*, 2003; Cécile, 2006).

Leurs pulsations sont synchrones et de basse fréquence pendant le di-œstrus, l'anœstrus saisonnier et la phase de transition. Ils sont dissociés pendant l'œstrus (Alexander et Irvine, 1993).



Figure (10) : Concentrations plasmatiques moyennes de FSH et LH au cours du cycle œstral chez la jument (moyennes \pm sem, n= 12 juments) (Ginther, 1992).

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

1.4.2.1.2. Action :

1.4.2.1.2.1. Rôle dans la folliculogénèse :

Le recrutement des follicules primordiaux est induit par la FSH, hormone-clef du démarrage de la croissance folliculaire (Alexander et Irvine, 1993). En agissant en synergie avec un taux basal de LH, la FSH permet l'amplification de l'aromatisation des androgènes en œstrogènes par les cellules de la granulosa du follicule : par conséquent, la quantité d'œstrogènes augmente (Pierson, 1993; Tibary et *al.*, 1994b).

La formation de l'antrum et des récepteurs à la LH requiert la présence de FSH et d'œstradiol. La FSH induit par ailleurs une augmentation de la vascularisation du follicule, qui permet à celui-ci d'augmenter sa production d'hormones stéroïdes. La chute du taux circulant de FSH cause de la sécrétion de protéines inhibin-like par le follicule préovulatoire, (Cécile, 2006), induit l'arrêt du recrutement et l'induction de la sélection (Palmer, 1987; Ginther, 1992; Pierson, 1993; Ginther et *al.*, 2001 ; Donadeu et Ginther 2001), tandis que le taux de LH a commencé à augmenter (Bergfelt et *al.*, 2001). Le follicule dominant sécrète la Follicular Regulatory Protein (FRP) qui supprime la réponse des follicules sélectionnables aux gonadotrophines. Par ailleurs, il a des besoins en FSH réduits grâce à l'Insulin Growth Factor-1 (IGF1) produit par les cellules de la granulosa qui amplifie la réponse à la FSH et qui augmente la quantité d'œstrogènes produits. En outre, l'acquisition de récepteurs à la LH sur les cellules de la granulosa, associée à une sécrétion active de LH à ce moment, permet de maintenir une production d'Adénine Mono-Phosphate cyclique (AMPc) élevée au sein de ces cellules, ce qui compense l'effet d'une baisse de FSH (Ginther, 1992; Pierson, 1993; Ginther et *al.*, 2001; Ginther, 2003).

1.4.2.1.2.2. Rôle dans l'ovulation :

A l'instar des autres espèces, l'ovulation chez la jument est clairement dépendante du taux de LH circulante (Driancourt et Levasseur, 2001; Cécile, 2006). Le critère important serait des changements de réceptivité des cellules cibles de la LH plutôt que la concentration de cette hormone (Bergfelt et Adams, 2007). La LH agirait sur les cellules du follicule préovulatoire en augmentant l'AMPc intracellulaire et déclenche une cascade de l'activité protéolytique (Robker et *al.*, 2000), Cela s'explique par des enzymes telles que les métalloprotéases matricielles et les activateurs du plasminogène / plasmine, qui accompagne le processus ovulatoire (Smith et *al.*, 2002; Riley et *al.*, 2004) nécessaire pour l'évacuation du liquide folliculaire et ovocytaire.

La persistance d'un haut niveau de LH pendant quelques jours après ovulation pourrait être impliquée dans l'incidence des doubles ovulations chez la jument (Alexander et Irvine, 1993). Il semble donc que chez la jument, bien que la LH soit indispensable à l'ovulation, son action soit moins fine et moins précise que dans les autres espèces. (Daels et Hugues, 1993a). Le critère

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

important serait des changements de réceptivité des cellules cibles de la LH plutôt que la concentration de cette hormone (Bergfelt et Adams, 2007).

1.4.2.1.2.3. Rôle dans la formation, le maintien et l'activité sécrétrice du corps jaune :

La LH est le principal agent lutéotrope chez la jument (Niswender et Nett, 1993; Cécile, 2006). La longueur du pic de LH et son taux élevé après ovulation peut être responsable du développement immédiat du tissu lutéal, d'où la lutéinisation des cellules de la granulosa et l'augmentation précoce du taux de progestérone dans cette espèce (Ginther, 1992; Daels et Hugues, 1993a; Alexander et Irvine, 1993; Squires, 1993a). Pendant la phase de di-œstrus, la sécrétion de progestérone par les cellules lutéales du corps jaune est maintenue par un taux basal de LH (Daels et Hugues, 1993a; Squires, 1993a; Cécile, 2006).

En effet, ceci est rendu possible car le nombre de récepteurs à la LH sur les cellules lutéales est proportionnel à la progestéronémie, et leur affinité pour cette hormone est maximale quand la sécrétion de progestérone est maximale. Ce phénomène semble être particulier à la jument (Niswender et Nett, 1993).

1.4.2.1.3. Régulation :

Les hormones gonadotropes, qui agissent sur la sécrétion des hormones ovariennes, sont elles-mêmes soumises à un rétrocontrôle par ces hormones.

1.4.2.1.3.1. Rôle de la progestérone :

La progestérone augmente juste un jour avant la chute de LH (au début du di-œstrus) et régresse deux jours avant l'augmentation de la LH (fin du di-œstrus) (Squires, 1993a).

La progestérone a un effet feedback négatif sur la LH et semblerait avoir un effet positif sur la FSH mais non encore élucidé (Alexander et Irvine, 1993 ; Squires, 1993a).

1.4.2.1.3.2. Rôle de l'œstradiol :

L'augmentation de la concentration plasmatique du taux d'œstradiol avant ovulation serait responsable de l'augmentation du taux de LH induisant l'ovulation (Nett, 1993).

Certains auteurs ont observé une suppression de FSH par l'œstradiol tandis que d'autres n'ont pas montré d'effet de l'œstradiol sur la sécrétion de FSH (Alexander et Irvine, 1993, Nett, 1993).

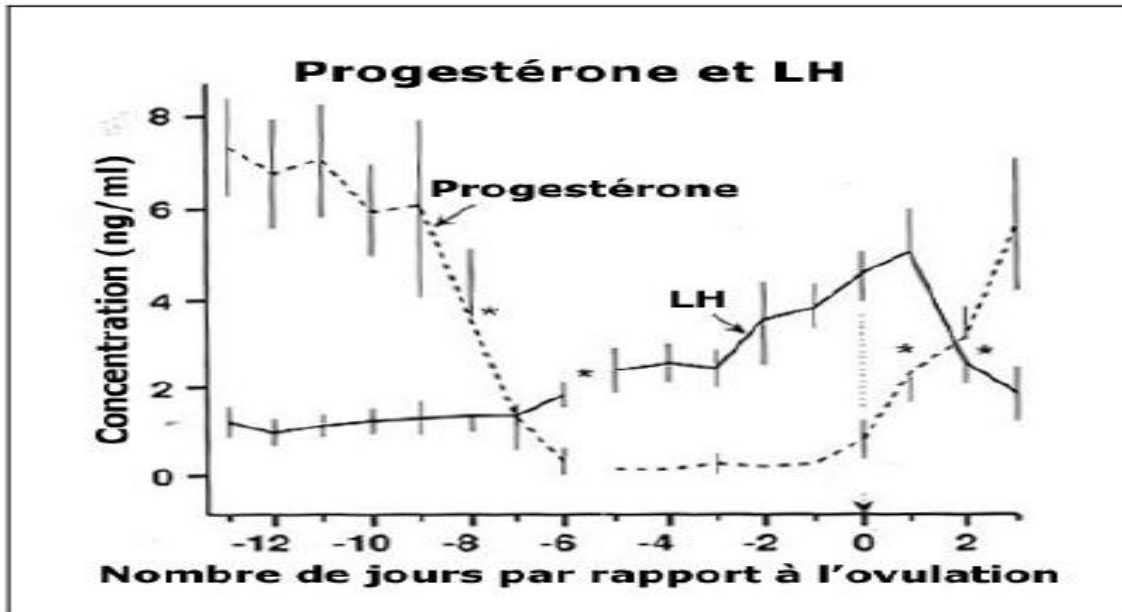


Figure 11 : Concentrations circulantes moyennes de LH et de progestérone (moyennes \pm sem, n = 7 juments) (Ginther, 1992)

1.4.2.1.3.3. Rôle d'autres substances protéiques :

L'inhibine est une protéine synthétisée par les cellules de la granulosa du follicule pré ovulatoire (Cécile, 2006) et sécrétée principalement dans le liquide folliculaire chez les moutons. Cette protéine inhibe spécifiquement la synthèse de FSH, (Briant, 1999; Donadeu et Ginther, 2000,) sa sécrétion basale et bloque la réponse des deux hormones gonadotropes aux stimulations hypothalamiques. Par ailleurs, la FSH stimule la synthèse de l'inhibine, ce qui forme une boucle de régulation FSH/inhibine. Chez la jument, l'inhibine n'a pas été spécifiquement isolée mais une protéine à activité similaire a été dosée dans le plasma (Alexander et Irvine, 1993).

1.4.2.1.3.4. Rôle de la photopériode :

Les hormones gonadotropes sont également soumises à un facteur saisonnier, en rapport avec la photopériode. (Freedman *et al.*, 1979; Adams *et al.*, 1988). Les taux moyens de LH sont voisins de zéro en hiver et de 30 ng/ml en été (Palmer et Guillaume, 1992). Les variations des taux de FSH sont moins importantes. La GnRH agit sur l'hypophyse et contrôle les sécrétions de la LH et de la FSH. (Christine, 2011).

1.4.2.2. Hormone hypothalamique : la gonadolibérine :

La gonadolibérine ou GnRH est produite par l'hypothalamus en réponse à une stimulation du système nerveux central supérieur (organe des sens). L'hypothalamus transforme donc un signal neural et/ou pinéal en signal hormonal. Classiquement, deux centres de sécrétion de GnRH sont impliqués : un centre tonique responsable de la sécrétion basale et un centre cyclique responsable

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

de la « décharge ovulante » d'hormones gonadotropes. C'est lors du synchronisme de tous ces neurones à GnRH qu'il y a décharge cyclique. (Ginther, 1992; Irvine et Alexander, 1993).

La fréquence des pulsations de GnRH joue un rôle important chez la jument. (Alexander et Irvine, 1993 ; Irvine et Alexander, 1993). Dans le sang l'hypophyse, la fréquence du GnRH augmente de 0,5 pulsation par heure au début du pic de LH à 1,9 pulsation par heure au moment de l'ovulation. Dans le sang jugulaire, les pulsations de gonadotrophines sont relativement petites et donc difficiles à détecter. (Christine, 2011).

Il est admis que la progestérone inhibe la fréquence des pulsations de GnRH (Christine, 2011), et par conséquent stimule leur amplitude. En revanche, le rôle de l'œstradiol sur la sécrétion de GnRH est plus complexe et controversé. Des stimuli nerveux tels que les températures extrêmes, le stress, les phéromones et la lumière (Klein; 1985) influencent l'activité sexuelle probablement par le biais de la sécrétion de mélatonine. Il est ainsi possible d'avancer la saison sexuelle de la jument par l'intermédiaire d'un planning lumineux (Irvine et Alexander, 1993).

La sécrétion de GnRH est également aussi sous la dépendance de kisspeptine (nommée aussi metastine ou KISS1) par contrôle neuroendocrinien, il provoque la libération de gonadotropines (Matsui et *al.*, 2004). Ainsi, la kisspeptine stimule la sécrétion de LH chez la ratte, la souris, la brebis et la jument. Par exemple, 75 % des juments ovulent dans les 2 jours après l'administration par voie intraveineuse de 10 mg de kisspeptine (Briant et *al.*, 2006).

1.4.3. Fonction endocrine de l'utérus :

1.4.3.1. Les prostaglandines :

La PGF_{2α} est reconnue comme étant l'agent lutéolytique principal de la jument (Ginther, 1992; Allen et Cooper, 1993; Niswender et Nett, 1993). Chez les juments non gestantes, la durée de vie du corps jaune dépend de la libération par pulsations endogène de PGF_{2α} par l'endomètre entre le treizième et le seizième jour post-ovulation. La PGF_{2α} est absorbée par la veine utérine, passe dans la circulation systémique et atteint les ovaires. La première libération de PGF_{2α} précède la première diminution des concentrations de progestérone.

Le rôle de la PGF_{2α} dans la reproduction de la jument n'est pas encore bien déterminé à ce jour (Allen et Cooper, 1993).

La progestéronémie chute à sa valeur de base en 4 heures (Blanchard et *al.*, 2003) mais la sécrétion pulsatile de PGF_{2α} se poursuit 1 à 2 jours après lutéolyse complète (Cécile, 2006). Il a été montré que l'inflammation de l'endomètre, provoquée par une stimulation chimique ou bactérienne, pouvait induire une sécrétion de PGF_{2α} en grande quantité et d'une durée suffisamment longue pour induire une lutéolyse précoce (Ginther, 1992; Allen et Cooper, 1993 ; Daels et Hugues, 1993a ;). Les études réalisées chez les ruminants suggèrent que l'ocytocine d'origine lutéale aurait un rôle de stimulateur de la synthèse des prostaglandines par l'endomètre,

CHAPITRE 1. La reproduction chez la jument, fondements

(Christine, 2011), et que la $PGF2\alpha$ stimulerait les pulsations d'ocytocine. Comme chez la vache, le corps jaune en développement (les 4-5 premiers jours) est réfractaire à l'action des $PGF2\alpha$ (Ginther, 1992).

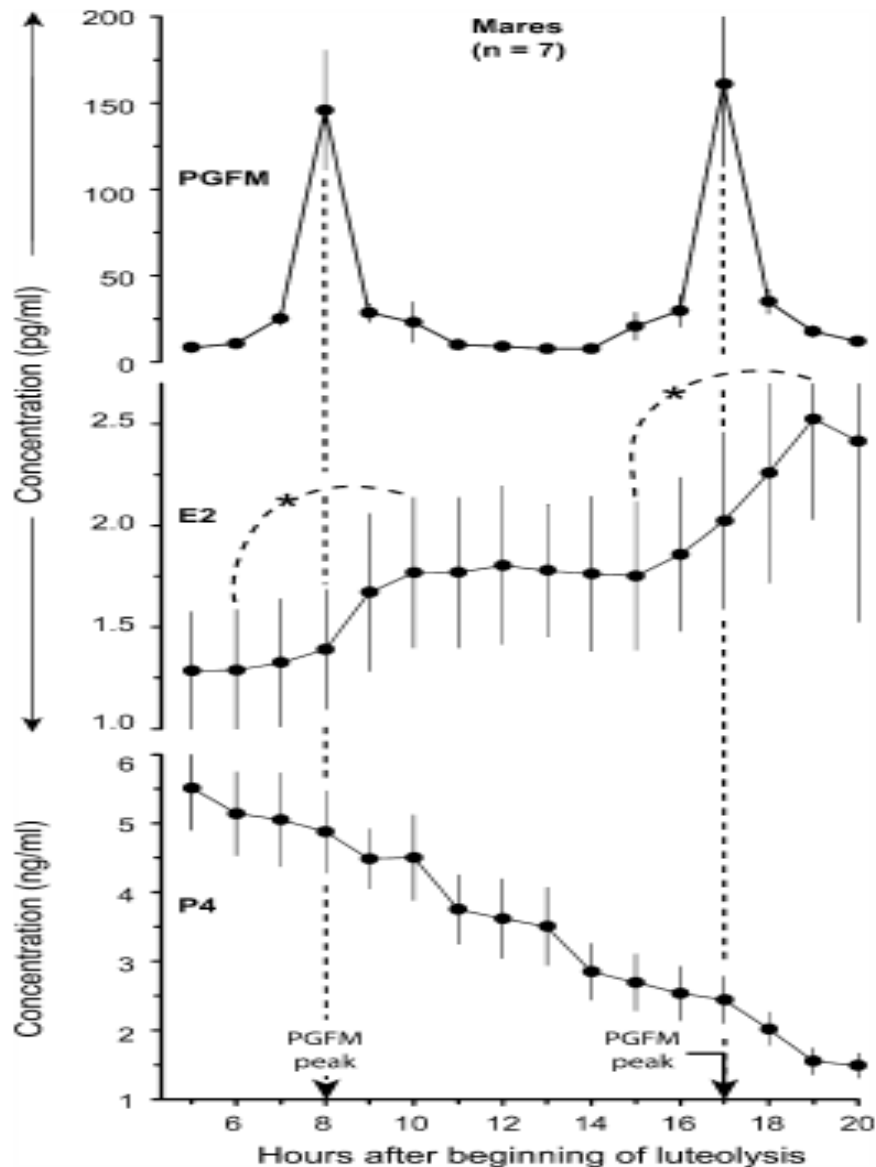


Figure. 12. La concentrations de PGFM, l'estradiol (E2), et de progestérone (P4) associé à des première et seconde pulsation de PGFM pendant lutéolyse chez les juments (n = 7) avec un intervalle de 9-h entre les pics des pulsations (Ginther, 2011).

L'œstradiol est augmenté dans les heures de chaque pulsation de PGFM et atteint un plateau pour une moyenne de 6h entre les pulsations, donner l'impression d'une augmentation progressive de l'estradiol. La progestérone diminue de façon linéaire ($P < 0,0001$), comprenant à la fois les heures de chaque pulsation de PGFM et l'intervalle entre les pulsations. (Ginther, 2011)

* Différence ($P < 0,05$) de la concentration en oestradiol entre les moyennes indiquées.

CHAPITRE 2 : Particularité de la reproduction chez la jument

CHAPITRE 2. Particularité de la reproduction chez la jument :

2.1. Particularité d'endocrinologie de la gestation :

Le maintien de la gestation est réalisé à travers l'action de plusieurs hormones provenant de trois entités distinctes (ovaires, gonades fœtales et placenta). L'évolution de ces hormones au cours de la gestation reflète la fonction de chacune de ces entités (Allen ; 1978).

2.1.1. Progestagènes :

Ce groupe d'hormones est composé de la progestérone lutéale d'origine ovarienne et des progestagènes d'origine placentaire (Robert et Douglas, 2007). La progestérone est produite essentiellement par le corps jaune primaire (provenant de l'ovulation) et les corps jaunes secondaires (Bergfelt, 1989).

Les corps jaunes secondaires sont formés entre le 40^{ème} et le 50^{ème} jour, à partir des follicules secondaires qui auraient entamé leur développement autour du 20^{ème} jour en réponse à une décharge de FSH. Ces corps jaunes proviennent soit d'une ovulation soit d'une simple lutéinisation des follicules secondaires (Jonathan, 2007), stimulé par eCG (Bergfelt et Adams, 2007). Ils disparaissent entre le 120^{ème} et le 150^{ème} jour de gestation (Irvine *et al.*, 1990), entre 180^{ème} et 200^{ème} jours de gestation (Bergfelt et Adams, 2007).

La progestérone d'origine ovarienne disparaît progressivement à partir du 100^{ème} jour. Elle est totalement remplacée par les progestagènes d'origine placentaire. En fait, à partir du 100^{ème} jour de gestation, l'ovariectomie ne provoque pas d'avortement (Holtan, *et al.*, 1975). Les taux de progestagènes restent élevés durant toute la gestation et chutent après parturition (expulsion du placenta). Parmi les progestagènes présentes la 5 α -dihydro-progestérone est produite en grande quantité à partir du prégnolone et/ou progestérone (Seren *et al.*, 1981; Schwazenberger *et al.*, 1991; Fowden, 2000). Le rôle essentiel de la progestérone est d'assurer le soutien nutritionnel de l'embryon à travers l'augmentation de l'activité sécrétoire des glandes endométriales, d'inhiber les contractions spontanées de l'utérus et de diminuer l'activité phagocytaire pour prévenir le rejet de l'embryon (Tsumagari *et al.* ; 1991).

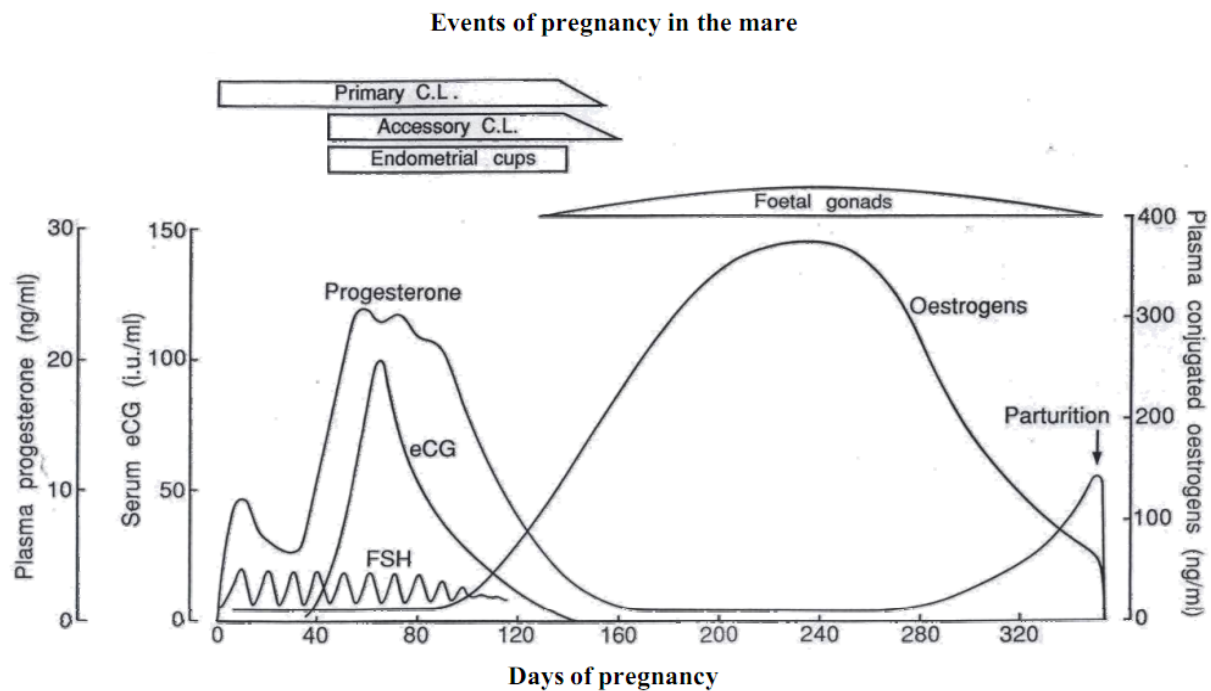


Figure 13 : Climat hormonal pendant la gestation chez la jument (Allen, 2005).

2.1.2. Hormone chorionique équine (eCG / PMSG) :

En 1930, Cole et Hart établissaient la présence de l'hormone «Pregnant Mare Serum Gonadotropin» (PMSG) dans le sérum de juments gestantes entre le 40^{ème} et le 120^{ème} jour de la gestation, (Allen et Moor, 1972) secrété par les cellules trophoblastiques (cupules endométrial) (Clegg et *al.*, 1954; Allen, 1980; Isabelle, 2003; Allen, 2005). Biochimiquement, il s'agit d'une glycoprotéine constituée de deux sous unités α et β rappelant la structure de la FSH et de la LH. Elle possède une double activité FSH et LH et présente une grande similitude avec la eLH (Isabelle, 2003). Contrairement aux autres espèces domestiques, cette hormone n'a pas d'effet folliculo-stimulant (FSH) chez la jument, du fait du non adéquation hormones/récepteurs ((Briant, 1999). Par contre, de par son activité LH, elle serait responsable de la lutéinisation de ces follicules et du développement des corps jaunes secondaires (Combarnous et *al.*, 1991).

La production d'eCG cesse avec le rejet (dégénérescence) des cupules endométrial entre le 120^{ème} et le 150^{ème} jour de la gestation (Allen, 2000). Cette dégénérescence est le résultat d'une réaction immunologique de l'endomètre contre les antigènes paternels exprimés au niveau des cellules fœtales et se caractérise par un afflux de lymphocytes et de plasmocytes à ce niveau (Tsumagari et *al.*, 1991; Isabelle, 2003). En cas de mortalité ou de résorption embryonnaire, les cupules endométrial ne seront rejetées qu'au-delà du 3^{ème} mois après leur formation. Ce phénomène a une conséquence pratique importante en reproduction équine car les pertes embryonnaires survenant après le 45^{ème} jour de la gestation sont toujours suivies d'une période

CHAPITRE 2 : Particularité de la reproduction chez la jument

d'anoestrus qui durerait tant que les cupules endométriales sont présentes (pseudo-gestation) (Allen et al ; 1987).

2.1.3. Œstrogènes :

Le niveau plasmatique des œstrogènes chez la jument gestante montre deux pics : l'un, attribué à la fonction ovarienne, survient entre le 35^{ème} et le 60^{ème} jour ; l'autre, plus important entre le 80^{ème} et le 210^{ème} jour, est attribué à l'activité du placenta et des gonades fœtales. Le premier pic reflète la capacité du corps jaune à sécréter des œstrogènes sous l'effet de l'eCG et, par conséquent, ne reflète pas la viabilité du fœtus. Une mortalité embryonnaire survenant avant le 70^{ème} jour et non suivie d'une régression du corps jaune peut donner des résultats faussement positifs si le diagnostic de gestation est basé sur la détermination du taux d'œstrogènes. Par contre, le second pic, qui est constitué d'un mélange d'œstradiol, estrone, équiline et équilinine, constitue le produit direct de l'activité de l'unité foeto-placentaire (Fowden et Silver ; 1987, Gaudry et Glen, 1959; Cox, 1975; Raeside et Liptrap, 1975).

2.1.4. Relaxine :

La relaxine est une hormone produite par le placenta à partir du 80^{ème} jour de la gestation (Pashen ; 1984). Son évolution présente deux pics, l'un vers le 6^{ème} mois et l'autre vers le 8^{ème} mois de la gestation. Son rôle n'est pas bien élucidé mais elle semble jouer avec la progestérone un effet inhibiteur sur les contractions spontanées de l'utérus. A la différence d'autres espèces animales, la relaxine ne semble pas avoir un effet relaxant sur les ligaments pelviens ou sur le col utérin chez la jument.

2.1.5. Les hormones hypophysaires :

Le niveau de la LH au cours de la gestation est faible. Par contre, la FSH continue à être sécrétée de façon épisodique (tous les 10 à 11 jours) jusqu'au 100^{ème} jour de la gestation. La FSH serait responsable du développement des follicules secondaires.

2.1.6. Autres hormones :

Contrairement aux autres espèces animales, la prolactine ne semble pas avoir un rôle important dans le maintien de la gestation chez la jument (Schwab et *al.*, 1990). Les niveaux plasmatiques de la prolactine augmentent rapidement vers la dernière semaine de gestation et restent élevés durant les 4 à 6 semaines suivant la parturition. Cette hormone serait responsable du développement mammaire et de la production laitière (Newshaefer *etal.*, 1991).

2.2. La période de Post-partum :

Le post-partum ou puerpérum est la période séparant la mise bas et le retour de l'environnement utérin et ovarien à une situation compatible avec le maintien d'une nouvelle gestation. Chez la jument le post-partum est assez caractéristique dans la mesure où l'intervalle entre la mise bas et les premières chaleurs (chaleurs de poulinage) est court (5 à 10 jours) (Ioy ; 1980).

En fait 90% des juments auront eu leurs chaleurs de poulinage 12 jours après la parturition avec une fertilité normale si l'environnement utérin est adéquat (Badi et *al.*, 1987).

2.2.1. L'involution utérine :

L'involution utérine chez la jument est très rapide, du fait du type de placentation micro-cotylédonaires chez cette espèce; la muqueuse utérine n'est en fait pas très perturbée histologiquement suite au détachement du placenta (Baily et Bristol, 1983; Escreet, 1988; Blanchard et *al.*, 1991). L'endomètre est aussi capable de se reconstituer très rapidement.

La corne gravide diminue de taille très rapidement au cours de la première semaine du post-partum grâce à l'effet combiné de la PGF2 α , de l'ocytocine et de la progestérone. Toute trace de liquide intra-utérin disparaît vers le 15^{ème} jour post-partum. Une légère asymétrie en faveur de la corne qui était gravide peut être notée jusqu'à 20 jours après parturition mais ne semble pas avoir un effet négatif sur la fertilité (Haluska et *al.*, 1987; Mattos, 1989). La majorité des nouvelles gestations s'établissent au niveau de la corne ayant le diamètre le plus faible (corne non gravide) (Ginther ; 1984).

Le col de l'utérus reste relâché jusqu'à la première ovulation post-partum. L'involution utérine est la conséquence de l'environnement endocrinologique au cours et juste après la parturition.

Les mécanismes hormonaux gouvernant l'involution utérine ne sont pas complètement élucidés chez la jument, mais il est possible que la chute du taux de progestérone suivie de l'augmentation de celui de la prostaglandine et de l'ocytocine au niveau du myomètre lui conférant une plus grande contractilité en réponse à ces hormones dont le niveau est élevé au cours des premiers jours post-partum (Sargent et *al.*, 1988; Mattos; 1989).

Immédiatement après le poulinage, le taux de progestérone chute et reste faible jusqu'à la première ovulation post-partum. A l'inverse, le taux d'œstrogènes, qui était faible au moment de la parturition, augmente progressivement en suivant le développement folliculaire et atteint des taux compatibles avec l'œstrus 5 à 12 jours après poulinage (chaleurs de poulinage) (Sargent, 1987).

La croissance et la maturation folliculaire au cours du post-partum sont probablement sous l'influence de la F.S.H et de la L.H (Sahu et *al.*, 1989). Le taux de F.S.H montre un pic au moment de la parturition, puis diminue progressivement après poulinage. Par contre, la LH est faible durant la mise bas et commence à augmenter à partir du troisième jour du post-partum

CHAPITRE 2 : Particularité de la reproduction chez la jument

pour atteindre un pic à l'approche de la première ovulation (Noden et *al.*, 1978; Sahu et *al.*, 1989).

2.2.2. Caractéristiques endocrinologique du post-partum :

L'activité ovarienne n'est pas inhibée durant le post-partum chez la jument ; comme on va le voir plus loin, les chaleurs de poulinage (foal-heat) apparaissent dans une grande proportion de juments et commencent généralement 6 à 13 jours après le poulinage (Palmer ; 1978b).

Après ces chaleurs, les poulinières allaitantes peuvent présenter des cycles réguliers mais d'autres juments peuvent ne pas continuer à cycler à cause du problème du corps jaune persistant selon Allen et Cooper (1975). L'incapacité de la jument à présenter une cyclicité ovarienne 1 à 2 semaines après le poulinage est liée à l'infertilité de la jument (Irvine et Evans, 1978), alors que chez la vache est liée au bilan énergétique négatif associée à l'insuffisance des pulses de LH en début de lactation (Imakawa et *al.*, 1986).

Des études faites en Nouvelle-Zélande ont montré qu'il y a des décharge de F.S.H qui surviennent 24 à 14 jours avant le poulinage, ce qui correspond au 10^{ème} jours avant l'œstrus chez la jument cyclique (Irvine et Evans ; 1978). Le fait surprenant est que le taux de FSH augmente pendant la phase de l'élévation de la concentration d'œstradiol qui s'opère chez la jument avant la parturition. La disparition d'un facteur inhibiteur semble être à l'origine de l'augmentation brutale du taux de F.S.H qui précède la parturition. La levée de l'inhibition des stéroïdes placentaires, associées à cette dernière, entraînent une montée progressive de L.H avant l'ovulation du post-partum. Par ce mécanisme, le poulinage est en lui-même une stimulation de la reprise d'activité ovarienne qui aboutit à une ovulation. La reprise de l'activité ovarienne semble être liée à la photopériode, en effet sur 37 ponettes poulinant en jours courts (jours artificiels de 8 heures ou période hivernale), 23 ont une ovulation post-partum, 14 retournant immédiatement en inactivité. Il convient donc d'appliquer aux juments en fin de gestation un traitement lumineux analogue à celui destiné à la sortie précoce d'inactivité des juments vides : 26 ovulations pour 26 poulinages en jours longs (jours de 16 heures) (Palmer et Driancourt ; 1981).

L'intervalle poulinage première ovulation est réduit par ce traitement photopériodique $25,2 \pm 5,3$ j pour les témoins poulinant en février contre $14,2 \pm 0,3$ pour les ponettes en jours longs (Palmer et *al.*, 1981). Les juments qui présentent des signes d'œstrus mais qui n'ovulent pas, présentent un niveau basal de P4 qui varie de 0,01 à 2,34 ng/ml durant les 30 premiers jours du post-partum. Les juments ayant ovulé avec conception et sans conception, présentaient un niveau basal de P4 suivi par une augmentation respectivement 3,4 ng/ml, 3 jours après à 13,50 ng/ml pour le 2^{ème} groupe et 3,70 à 20,50 ng/ml pour le 1^{ère} groupe.

CHAPITRE 2 : Particularité de la reproduction chez la jument

Au 24^{ème} jour du post-partum, les niveaux étaient les mêmes pour les deux groupes et puis le niveau de P4 diminue chez les juments vides et continue à croître chez les juments pleines. (Betsch, 1995). Ce dernier a résumé le climat hormonal de l'involution utérine par les faits suivants : Un faible taux de progestérone plasmatique : la baisse du taux de progestérone commence au moment de la chute précédant le part et se poursuit avec l'expulsion du placenta, riche en progestérone et relaxine. L'action inhibitrice de ces deux hormones sur la motricité utérine favorise l'involution de l'utérus. L'augmentation des œstrogènes circulantes ; la croissance folliculaire se traduit par une augmentation progressive du taux d'œstrogènes. La concentration sanguine de la PGF2 α et ocytocine augmente au cours des premiers jours du post-partum. L'ensemble de ces variations stimule l'involution utérine.

2.3. Echographie des ovaires :

Depuis l'introduction de l'échographe à la reproduction équine au début des années 80 a donné des poussées biotechnologiques qui ont révolutionné les connaissances de la biologie de la reproduction. Au début, elle a été strictement employée pour le diagnostic de gestation. Actuellement, d'autres applications dans la reproduction incluent : suivi de la croissance folliculaires et prédiction le jour de l'ovulation ; confirmation d'ovulation et évaluation de la morphologie de corps jaune, estimant l'étape du cycle œstral, diagnostic des irrégularités ovariennes; détection des jumeaux et la mortalité embryonnaire, l'évaluation de la pathologie utérine et l'évaluation des testicules et des glandes accessoires des étalons (Squires, et *al.*, 1988).

2.3.1. Bases physiques de l'échographie :

L'échographie repose sur le principe d'émission-réception d'ondes ultrasonores par une sonde également appelée transducteur. Le principe de base de la formation de l'image échographique repose sur un phénomène physique appelé la transduction. La transduction correspond à la transformation d'une énergie en une énergie d'une autre nature. En échographie, le type de transduction utilisé est l'effet piézoélectrique, par lequel une énergie mécanique de type vibratoire est transformée en une énergie électrique. (Elvire, 2006). La plus part des échographes sont munis d'une console de contrôle électronique, des touches de réglage et d'un écran par où l'utilisateur visualise les images reflétées par une sonde constituée de plusieurs séries de cristaux qui émettent de hautes fréquences d'ondes sonores. Sur l'écran, l'image renvoyée par la sonde linéaire est rectangulaire (Ginther, 1986).

L'échographe fonctionne en émettant et en recevant des ondes sonores de hautes fréquences pour produire une image après l'absorption de la réflexion par les tissus à différentes densités. (Ginther, 1986 et Maï, 1994).

Les tissus denses tel le corps jaune, reflètent plus les ondes sonores et paraissent comme une structure brillante (échogène); cependant, les structures contenant du liquide, comme les

CHAPITRE 2 : Particularité de la reproduction chez la jument

follicules et les vaisseaux sanguins, apparaissent en noir sur l'écran (anéchoïque). (Ginther, 1986 et Maï, 1994).

2.3.2. Echographie des follicules :

L'échographie est plus précise que la palpation rectale pour déterminer le diamètre des structures ovariennes. La croissance et la régression folliculaire chez la jument peuvent être observés, grâce à la taille des follicules (plus de 40mm) par rapport à autres espèces et les trois composantes principale de l'ovaire (follicules, corps jaune, stroma ovarien) sont facilement reconnaissables.

Les follicules sont des structures remplies de liquide entourés par une couche interne de cellules de la granulosa et une couche externe thécale ; l'ovocyte est suspendu dans l'antrum par un pédicule spécial de cellules de la granulosa dites (cumulus oophorus). Le liquide absorbe les ondes sonores plus qu'il ne les reflète. Les follicules à antrum apparaissent comme une structure circulaire noire entouré par le tissu échogène de l'ovaire (Fricke, 2002).

Le diamètre d'un follicule se détermine en positionnant les repères échographiques de mesure sur la paroi interne du follicule. Il s'agit donc d'une mesure de la cavité folliculaire et non le follicule lui-même. Si plusieurs follicules sont présents, leur forme irrégulière est due à une compression par les follicules ou le corps jaune adjacent ou à l'absence de mise en évidence de la paroi folliculaire (Pierson et Ginther, 1984).

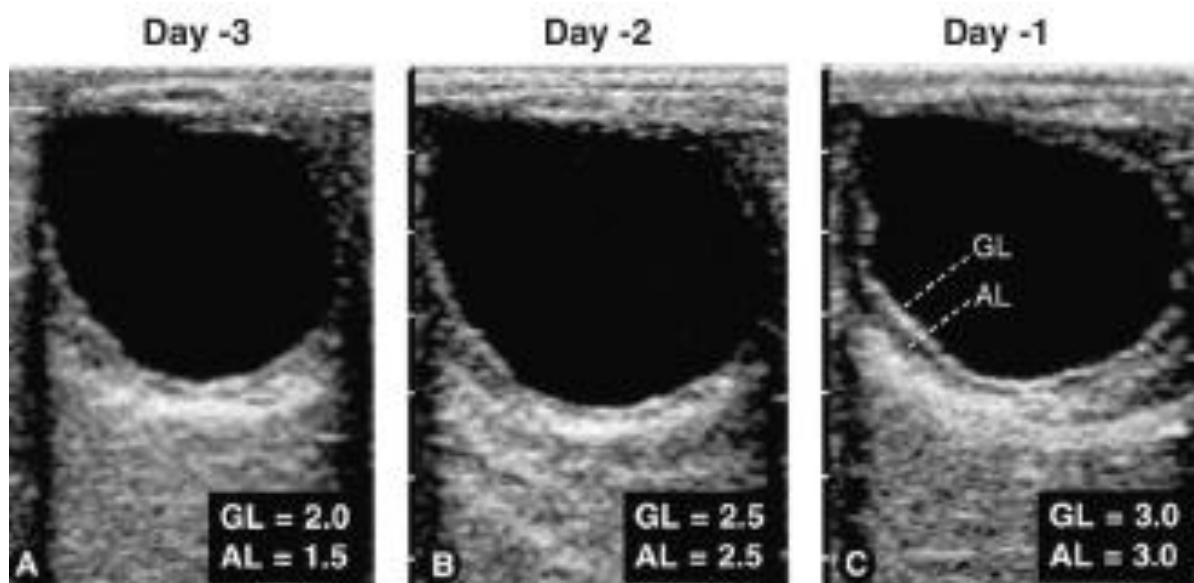


Figure 14 : image échographique d'un follicule préovulatoire 3 jours avant l'ovulation (GL=couche des cellules de granulosa, et AL= la couche anéchoïque devenues) (Gastal EL et *al.*, 1998)

2.3.3. Echographie du corps jaune :

Le follicule qui ovule passe d'une apparence échographique majoritairement anéchoïque à une échogénicité homogène, avec un centre anéchoïque représentant le liquide folliculaire qui disparaît (Blanchard et *al.*, 1998). En quelques minutes, le follicule prend l'apparence

CHAPITRE 2 : Particularité de la reproduction chez la jument

échographique d'un corps jaune (Ginther, 1986). Le corps jaune se caractérise par une échogénicité moyenne qui le différencie du reste du stroma ovarien plus échogène (Edmondson et al., 1986, Bergfelt et Adams, 2007). Il existe chez la jument, deux types morphologiques de corps jaunes mûrs : l'un « plein » (30 à 50% des cas) et l'autre « cavitair » (50 à 70% des cas), présents qui succèdent tous les deux au stade de corps jaune hémorragique post-ovulatoire (Bergfelt et Adams, 2007) (premier jour du cycle, voir partie I). Ces trois types de corps jaunes ont une apparence échographique différente (figure. 15) (Ginther, 1986).

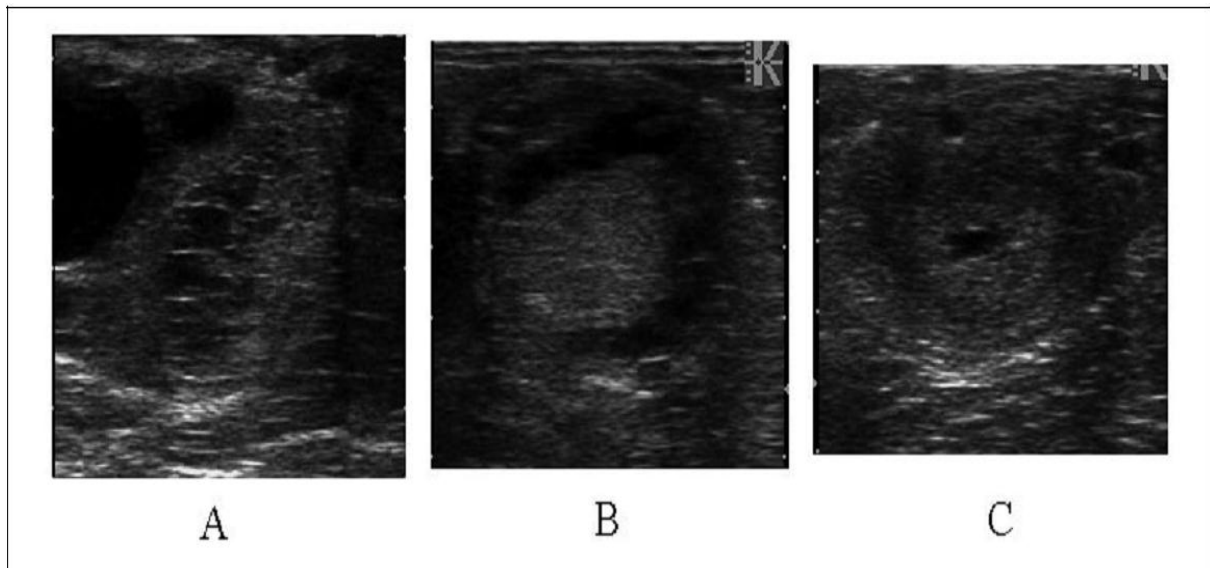


Figure (15) : Images échographiques d'un corps jaune hémorragique (A), d'un corps jaune plein (B) et d'un corps jaune cavitair (C) (Elvire, 2006)

Le corps jaune hémorragique est hétérogène car constitué à 55% de tissu lutéal (échogène) et de 45% de sang (noir).

Le corps jaune plein est homogène et constitué uniquement de tissu lutéal (échogène).

Le corps jaune cavitair est homogène (échogène) avec une cavité liquidienne (anéchoïque) en son centre.

C'est dans le but de rechercher les facteurs limitant d'une bonne fertilité, et après la présentation de la physiologie de la reproduction, la particularité du cycle œstral chez la jument, suivie d'une anatomie descriptive de l'appareil génital, nous avons décidé de conduire cette étude en adoptant l'échographie pour mesurer les paramètres zootechniques, l'involution utérine, la folliculogénèse durant le post-partum et le diagnostic de gestation. En outre, nous avons aussi mesuré la variation de la progestéronémie durant la gestation chez un lot de jument Pur-Sang Arabe, Barbe et Arabe Barbe au niveau de la jumenterie de Tiaret.

PARTIE EXPERIMENTALE

Matériel et méthodes

Introduction :

Actuellement, le suivi de croissance folliculaire chez la jument est basé sur les techniques de palpation et d'échographie transrectales (Palmer et Driancourt, 1980; Hofferer *et al.*, 1990).

Ainsi, il est préconisé de saillir les juments en œstrus à partir du moment où un de ses follicules en croissance atteint 37mm de diamètre moyen et de renouveler l'insémination toutes les 48heures jusqu'au constat de l'ovulation (Elvire, 2006).

La première partie de notre recherche nous a conduits à réaliser une étude sur l'intérêt de l'échographe pour le pronostic de l'ovulation au cours des chaleurs du poulinage et le diagnostic de gestation chez la jument.

La deuxième partie de cette étude est l'évaluation de la progestéronémie (4-prégnène-3, 20dione) chez les trois races de jument (Pur-Sang Arabe, Barbe et Arabe-Barbe) de la 03^{ème} à la 21^{ème} semaine de gestation.

1. Matériel et méthodes :

1.1. Matériel :

1.1.1. La ferme de l'expérimentation :

L'étude est effectuée au niveau de Haras National (Chaouchaoua), située à 05km de la ville de Tiaret. Cet organisme fut créé en 1877, afin de sélectionner et produire des étalons destinés à peupler les stations de monte. A l'heure actuelle, la jumenterie de Tiaret constitue le principal fournisseur de chevaux pour les courses hippique.

1.1.2. Les animaux :

1.1.2.1. Les examens échographiques :

37 juments Pur-Sang Arabe et 13 juments Barbe âgées de 05 à 25 ans et pesant entre 350 à 450 kg ont pouliné, durant la saison de monte 2011. Elles ont été soumises à des examens échographiques des ovaires à partir du 5^{ème} jour post-partum.

1.1.2.2. Le dosage de progestérone sérique :

Nous avons réalisé cette partie (dosage de progestérone sérique) sur 20 juments Pur-Sang Arabe, 02 juments Barbe et 02 juments Arabe-Barbe âgées de 05 à 21 ans et dont le nombre de poulinages varie entre 1 à 12 sujets (poulain, pouline).

1.1.3. L'alimentation :

Ces juments sont en stabulation mixte :

- De 09 heures à 16 heures, elles sont dans les paddocks.
- A l'intérieur des box, elles reçoivent une alimentation à base de 05 kg d'orge, de 05 kg de fourrage (vesce-avoine) et de paille comme litière.

Matériel et méthodes

1.1.4. Appareillage :

1.1.4.1. Suivi échographique :

Nous avons utilisé un appareil échographique transportable commercialisé par ESOATE PIE MEDICAL, ses caractéristiques étaient les suivants :

- Ecran : 5' « TFT LCD ».
- Poids : 0,8 kg.
- 256 niveaux de gris.
- La sonde utilisée est une sonde linéaire de 3 à 5 MHz.
- Batterie rechargeable pour 3 heures d'utilisation.

1.1.4.2. Dosage de la progestérone sérique :

a : Prélèvements sanguins :

I. Appareillage utilisé au laboratoire de biochimie à l'institut vétérinaire de Tiaret :

- Centrifugeuse : (SIGMA 2-15. Allemagne).

II. Appareillage utilisé à l'institut Pasteur d'ALGERIE–Annexe d'Oran-

- Un appareil automate (AxsymAbbott, USA) pour le dosage de la progestérone.

Les coffrets des réactifs de progestérone :

- 01 flacon (9,3 ml) de tampon progestérone. Tampon phosphate contenant des stabilisants des protéines (bovines, murines et ovines). Conservateur : Azide de sodium.
- 01 flacon (9,3 ml) de conjugué d'anticorps anti-progestérone (mouton, monoclonaux) : phosphatase alcaline dans du tampon TRIS contenant des stabilisants de protéines (bovines). Conservateur : Azide de sodium.
- 01 flacon (16,8 ml) de microparticules Progestérone dans du tampon TRIS contenant des stabilisants de protéines (bovines et murines). Conservateur : Azide de sodium.

III. Autres matériels :

Un certain nombre d'accessoires et d'autres matériels spécifiques sont utilisés dans le cadre de cette étude :

— Un congélateur, des tubes d'héparine, des tubes eppendorff (1,5 ml), des micropipettes, des seringues, des gants, une glacière, et un marqueur.

Les prélèvements sanguins, les outils utilisés, le lieu des prélèvements, la quantité de sang, les produits de conservation (Héparine), la centrifugation et du stockage, les dosages hormonaux avec la méthode, ont décrit dans la 2^{ème} partie (méthode).

Matériel et méthodes

1.2. La méthode :

1.2.1. Le suivi échographique :

Le 5^{ème} jour, toutes les juments qui ont pouliné sont passées à l'échographe. Nous avons inspecté les deux ovaires pour voir s'il y a un gros follicule et vérifier l'involution utérine. Ceci nous permet de procéder ou non à la saillie des juments.

Les follicules sont des structures non échogène apparaissant sur l'écran en tant qu'image noire. Ceci correspondant au liquide folliculaire délimité par une ligne grise.

A partir du diamètre horizontal et vertical, nous avons calculé le diamètre moyen et la surface des follicules préovulatoires. Pour déterminer les dimensions des follicules, nous avons appliqué la formule rapportée par Bergfelt et *al*, (1996) et Jeanine et *al*, (2006) :

$S = \Pi R^2$ (S : surface, $\Pi \approx 3,14$ et R : mi- diamètre calculé)(Bergfelt et *al*, 1996 et Jeanine et *al*, 2006).

48 heures après la saillie, la jument subit un examen échographique. S'il y a ovulation, on programme un autre examen à j14, afin de confirmer la gestation. Si cette dernière est confirmée on procède au suivi de l'embryon pendant les différents stades (j20, 30, 45, 60, 75 et j90)(Figure 17).

Ceci nous permet de faire un diagnostic précoce de gestation et de connaître les mortalités embryonnaires en temps opportun.

1.2.1.1. Méthodologie de l'examen échographique :

Avant chaque fouille rectale, on débarrasse le rectum des matières fécales avec un gant lubrifié. La sonde échographique recouverte d'un étui protecteur et lubrifiée avec un gel est alors introduite dans le rectum et déplacée longitudinalement en vue de l'examen systématique du col de l'utérus, du corps utérin, des cornes utérines et des ovaires. La position intra rectale longitudinale de la sonde fait apparaître le col et le corps utérins en coupe longitudinale et les cornes utérines en coupe transversale. Il convient d'assurer un contact étroit entre la sonde et la paroi ventrale du rectum pour éviter l'apparition d'artéfacts acoustiques imputables par exemple à la présence d'air dans le rectum. L'utilisation d'un gel s'avère donc le plus souvent indispensable.

1.2.1.2. Choix de la fréquence :

Le choix de la fréquence d'émission de la sonde échographique est important. Nous avons utilisé une sonde de 5 MHz permettant de voir les follicules de taille égale au supérieur à 2 mm. Nous avons procédé à des examens échographiques pour chaque jument tous les 48h jusqu'à l'ovulation. Ceci nous permet de déterminer la date d'ovulation et d'enregistrer le diamètre folliculaire.

Matériel et méthodes

1.2.2. Le dosage de progestérone sérique :

1.2.2.1. Prélèvements sanguins :

Chaque semaine, on procède à des prélèvements sanguins (05 ml) des juments par ponction de la veine jugulaire (Annexe 02), dans des tubes stériles à héparine volatile marqués (numéro de la jument et sa semaine de gestation). Le sang retiré est centrifugé à 3600 g, pendant 05 minutes.

Le plasma correspondant a été ensuite recueilli dans des tubes eppendorff marqués, placés dans une glacière et acheminés pour la conservation à -20°C jusqu'au jour du dosage.

1.2.2.2. Technique d'analyse :

Après la décongélation, nous avons recueilli le plasma dans des tubes marqués, que nous avons mis dans les godets, ces derniers sont placés dans l'automate afin d'enregistrer les données (Annexe 03).

NB(01) : Le volume minimum d'échantillon (plasma) nécessaire pour le dosage de progestérone est de 150 µl.

1.2.2.3. Principe biologique de la méthode :

Le dosage AxSYM Progestérone est basé sur la technologie de dosage immuno-enzymatique micro-particulaire (MEIA). Les réactifs AxSYM Progestérone et l'échantillon sont pipetés dans l'ordre suivant :

1.2.2.3.1. Unité d'échantillonnage :

- L'échantillon, le conjugué d'anticorps anti-progestérone : phosphatase alcaline et le tampon Progestérone sont mis en présence dans un puits de la cartouche de réaction (CR), formant un complexe antigène-anticorps.
- Le réactif de microparticules Progestérone est ajouté dans un second puits de la CR

La CR est immédiatement transférée dans l'unité de traitement, où le pipetage continue à l'aide d'une aiguille de traitement.

1.2.2.3.2. Unité de traitement :

- Le mélange aliquote réactionnel est incubé pendant 30 minutes à une température de 30°C. La progestérone de l'échantillon se lie au conjugué d'anticorps anti-progestérone.
- Une partie du mélange réactionnel est transférée dans le puits contenant le réactif de microparticules Progestérone. Ce dernier se lie au conjugué d'anticorps anti-progestérone : phosphatase alcaline non lié à la progestérone de l'échantillon, formant ainsi le mélange réactionnel final.
- Une partie aliquote du mélange réactionnel final est ensuite transférée sur la matrice. Les microparticules se lient irréversiblement à la matrice en fibre de verre.
- La matrice est lavée afin d'éliminer matériel non lié.

Matériel et méthodes

- Le substrat, du phosphate de méthyl -4-ombelliféryl, est ajouté sur la matrice et le produit fluorescent est mesuré par le système optique MEIA.
- La production de lumière est inversement proportionnelle à la concentration de progestérone présente dans l'échantillon.

NB (02) : L'unité de résultat par défaut du dosage AxSYM Progestérone est le ng/ml. Lorsque l'autre unité de résultat, nmol/ml, est sélectionnée, le facteur de conversion utilisé par l'AxSYM est de 3,18.

a. La sensibilité :

La sensibilité analytique du dosage AxSYM Progestérone a été déterminée comme étant \leq 0,2 ng/ml. Cette sensibilité est définie comme étant égale à la concentration à 2 écarts type par rapport à l'AxSYM Progestérone standard Calibrator A (0ng/ml), ce qui représente la plus petite concentration mesurable en progestérone pouvant être distingué de zéro.

b. La spécificité :

Le dosage AxSYM Progestérone a été conçu de manière à fournir une spécificité $<$ 05 %. La concentration de AxSYM Progestérone standard Calibrator A a été surchargée jusqu'à 1000 ng/ml à l'aide du composé analysé (100 μ g/ml pour le dehydroepiandrosterone supplémentaire (DHEAS) ; sa concentration en progestérone a alors été dosé.

Tableau (03) : le pourcentage de réactivité croisée des composés pour le dosage AxSYM Progestérone.

COMPOSE	REACTIVITE CROISEE (%)
Corticostérone	2,1
11— désoxycorticostérone	1,3
20 α — hydroxyprogestérone	0,4
20 β - hydroxyprogestérone	2,2
17 α - hydroxyprogestérone	0,8
5 α -Prégnane-3,20— dione	6,3
5 α -Prégnane-3 α -20-one	1,7
5 α -Prégnane-3-ol-20-one	3,2
Prégnanolone	1,5
Prégnénolone	0,2
Sulfate de 3 — Prégnénolone	0,5

1.3. Analyse statistique :

Les paramètres étudiés des deux races ont été comparés suite à une analyse de la variance (Test de Fisher), à un degré de certitude de 05%. En plus, nous avons fait ACP (ANALYSE EN COMPOSANTES PRINCIPALES) pour explorer les liaisons entre les paramètres étudiés et les ressemblances entre les juments par un programme informatique appelé « R ».

Matériel et méthodes

Les paramètres étudiés des deux races ont été comparés suite à une analyse de la variance à deux facteurs (**Test de Fisher**), à un degré de certitude 05%. En plus, nous avons fait ACP (ANALYSE EN COMPOSANTES PRINCIPALES) pour explorer les liaisons entre les paramètres étudiés et les ressemblances entre les juments par un programme informatique appelé « R ».

NB (03) : les paramètres étudiés sont :

Durée poulinage première ovulation (jour), surface des follicules préovulatoires (mm²), diamètre moyen (mm), diamètre vertical (mm), et diamètre horizontal (mm), taux de croissance de surface des follicules préovulatoires (mm²/jour), taux de croissance de diamètre verticaux (mm/jour), taux de croissance de diamètre horizontal (mm/jour) et taux de croissance des diamètres moyenne (mm/jour).

Résultats et discussion

2. Résultats

2.1. Les paramètres zootecniques :

L'expérimentation menée dans la première partie de notre travail vise à déterminer la dynamique folliculaire, la durée de poulinage première ovulation et le diagnostic précoce de gestation (figure 17) afin d'optimiser la fertilité des cycles post-partum chez les juments Pur-Sang Arabe et Barbe.

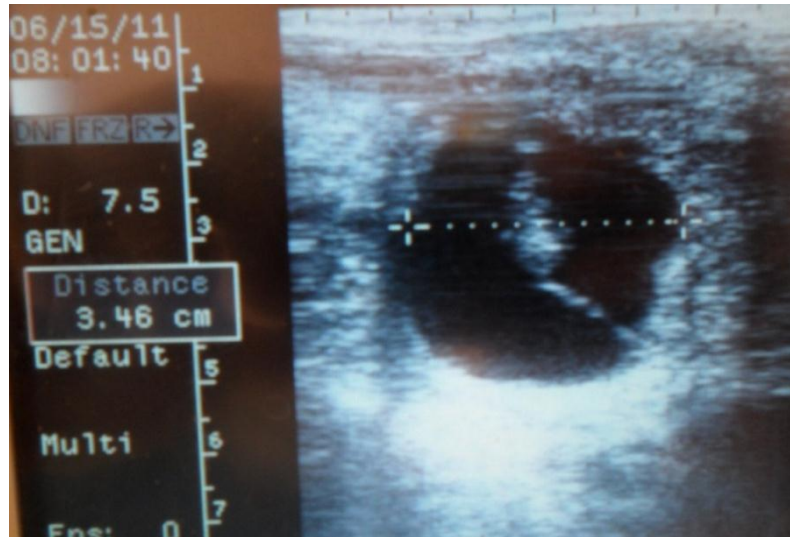


Figure (17) : Image échographique de vésicule embryonnaire à j20 de la jument JAMMAICA.

Les résultats obtenus sont présentés comme suit :

2.1.1. La fertilité des cycles post-partum:

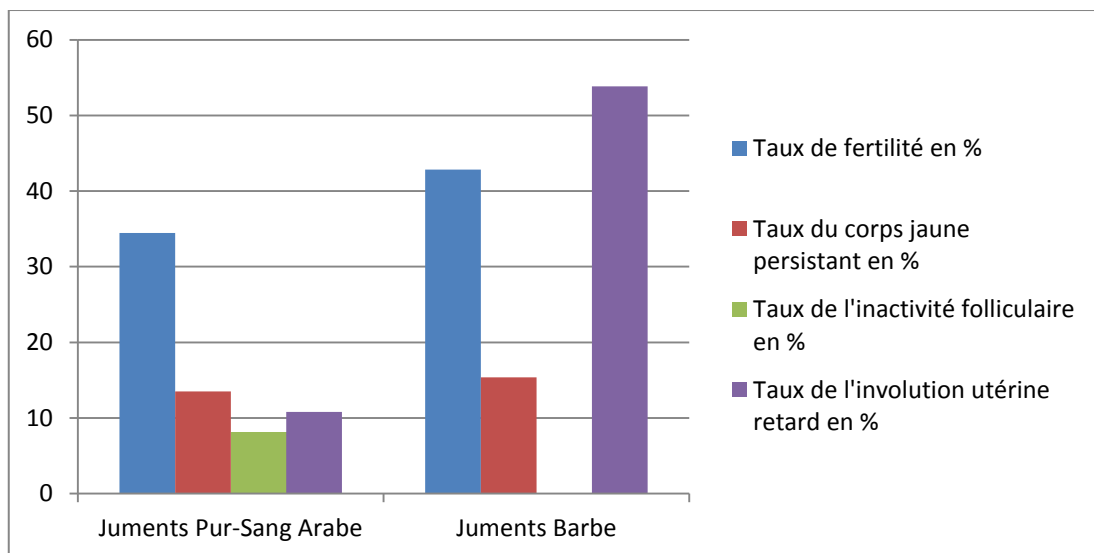


Figure (18) : Présentation comparative du taux de fertilité, taux du corps jaune persistant, taux d'inactivité folliculaire, et du taux d'involution utérine retard, entre les juments Pur-Sang Arabe et de la race Barbe au cours des chaleurs du poulinage.

Résultats et discussion

a. Le taux de fertilité des juments Pur-Sang Arabe :

Le taux de fertilité des juments Pur-Sang Arabes est de 34,48 % (10/29 juments). Nous avons exploité 29 sur 37 juments qui ont pouliné parce que 05 juments ont présenté un corps jaune persistant soit 13,53% et 03 juments une inactivité folliculaire soit 8,10%. En plus nous avons relevé une seule mortalité embryonnaire tardive entre le 29 et 45^{ème} jours chez la jument OUARCHA.

b. Le taux de fertilité des juments Barbe :

Par contre, le taux de fertilité chez nos juments de la race Barbe est de 42,85 % (03/07 juments pouliné). Nous avons éliminé 06 juments de l'effectif total du programme de la saillie. 02 juments ont présenté un corps jaune persistant (15,38%), et 04 ont présenté une involution utérine retard (30,76%) (Présence de liquide) (Figure 18).

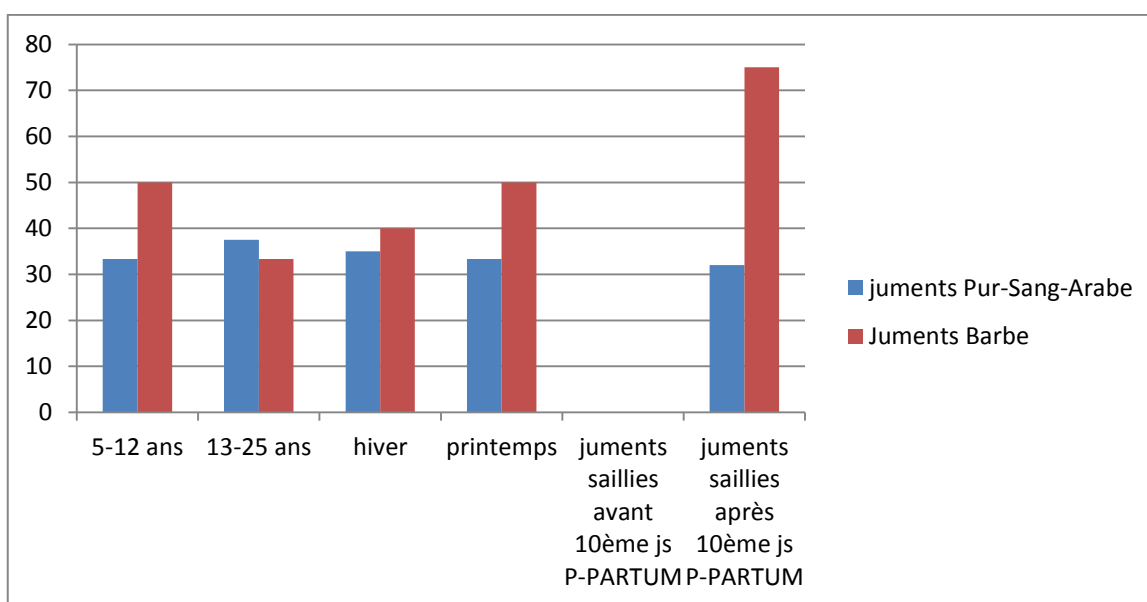


Figure (19) : Le taux de fertilité en fonction de l'âge des juments, le jour de saillie post-partum et la saison de poulinage chez les deux races (Pur-Sang Arabe et Barbe).

c. Le taux de fertilité des juments Pur-Sang Arabe et Barbe :

D'après la figure (19), nous avons constaté en général que le taux de fertilité des juments Barbe est supérieur à celui des juments Pur-Sang Arabe et ceci d'après l'âge, les saisons et le moment d'ovulation post-partum. Par contre, nous avons remarqué que dans la classe d'âge de 13 à 25 ans que les juments Pur-Sang Arabe sont plus fertiles que les juments Barbe. Chez les deux races, la fertilité est nulle pendant les dix premiers jours post-partum.

Résultats et discussion

2.1.2. La durée entre le poulinage et la première ovulation :

Tableau (04) : L'intervalle poulinage première ovulation des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (jours).

	Juments Pur-Sang Arabe			Juments Barbe			Test Fisher
	Moy(±) SD	Max	Min	Moy (±) SD	Max	Min	P <0.05
5 à 9 ans	13,93±3,94	20	07	13,75±5,38	19	07	NS
10 à 25 ans	14,50±3,37	22	09	11,14±2,61	15	08	
Hiver	14,38 ±4,33	22	09	10,40 ±3,21	15	07	NS
Printemps	14,06 ±3,07	20	7	13,50± 3,94	19	09	

Signification des effets : * P< 0.05; ** P< 0.01; ***P< 0.001 ; NS : non significatif.

D'après le tableau (04), il paraît que les juments de la race Barbe présentent une durée inférieure à celles des juments Pur-Sang Arabes, mais l'analyse de la variance à deux facteurs (la race et l'âge des juments) montre qu'il n'y a pas une différence significative ($p > 0,05$ %).

En ce qui concerne l'effet combinatoire de la race des juments et la saison d'ovulation, le tableau (04) montre que ces dernières n'ont pas eu un effet significatif ($p > 0,05$ %) sur la durée de poulinage première ovulation.

2.2. Les paramètres anatomiques :

2.2.1. Surface des follicules préovulatoires :

Tableau (05) : La surface des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (mm²).

	Juments Pur-Sang Arabe			Juments Barbe			Test Fisher
	Moy (±) SD	Max	Min	Moy (±) SD	Max	Min	P<0.05
5 à 9 ans	1580,35±340,83	2461,76	1045,82	1768,31±381,52	2205,07	1319,59	***
10 à 25 ans	1693,54±173,72	2122,64	1485,42	1186,36±239,31	1625,15	934,35	
Hiver	1548,11±208,85	1808,64	1045,82	1290,46±241,91	1625,15	961,63	NS
Printemps	1705,58±306,61	2461,76	1485,42	1487,58±510,35	2205,07	934,35	

Signification des effets : * P< 0.05; ** P< 0.01; ***P< 0.001 ; NS : non significatif.

Résultats et discussion

L'analyse de la variance nous a démontré un effet combinatoire très hautement significatif ($P < 0.001$) de la race et de l'âge des juments sur la surface des follicules préovulatoires. Pour la classe d'âge entre 5 à 9 ans, les juments Pur-Sang Arabe ont présenté une surface folliculaire inférieure à celles des juments Barbe. Alors que, d'autres juments (Pur-Sang Arabe) âgées entre 10 à 25 ans ont eu une surface folliculaire supérieure à celles des juments Barbe du même âge.

Par contre, l'analyse des variances à deux facteurs a révélé qu'il n'y a pas eu un effet combinatoire significatif de la race et de la saison sur la surface folliculaire.

2.2.2. Le diamètre moyen des follicules préovulatoires :

Tableau (06) : Le diamètre moyen des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (mm).

	Juments Pur-Sang Arabe			Juments Barbe			Test Fisher
	Moye (\pm) SD	Max	Min	Moye (\pm) SD	Max	Min	P <0.05
5 à 9 ans	44,63 \pm 4,75	56,00	36,50	47,25 \pm 5,17	53,00	41,00	***
10 à 25 ans	46,39 \pm 2,34	52,00	43,50	38,71 \pm 3,82	45,50	34,50	
Hiver	44,31 \pm 3,11	48,00	36,50	40,40 \pm 3,83	45,50	35,00	NS
Printemps	46,44 \pm 4,17	56,00	37,00	43,00 \pm 7,43	53,00	34,50	

Signification des effets : * $P < 0.05$; ** $P < 0.01$; *** $P < 0.001$; NS : non significatif.

D'après les analyses de variance à deux facteurs mentionnés dans le tableau (06), nous avons constaté qu'il y'a une différence très hautement significative ($p < 0,001$) entre le diamètre moyen des follicules pré ovulatoire des deux races à différent âge.

Le diamètre moyen des follicules pré ovulatoires des juments Pur-Sang Arabe est supérieur à celle des juments Barbe quel que soit la saison. Mais l'analyse de variance à deux facteurs (race et saison) ne révèle pas une différence significative ($P > 0.05$).

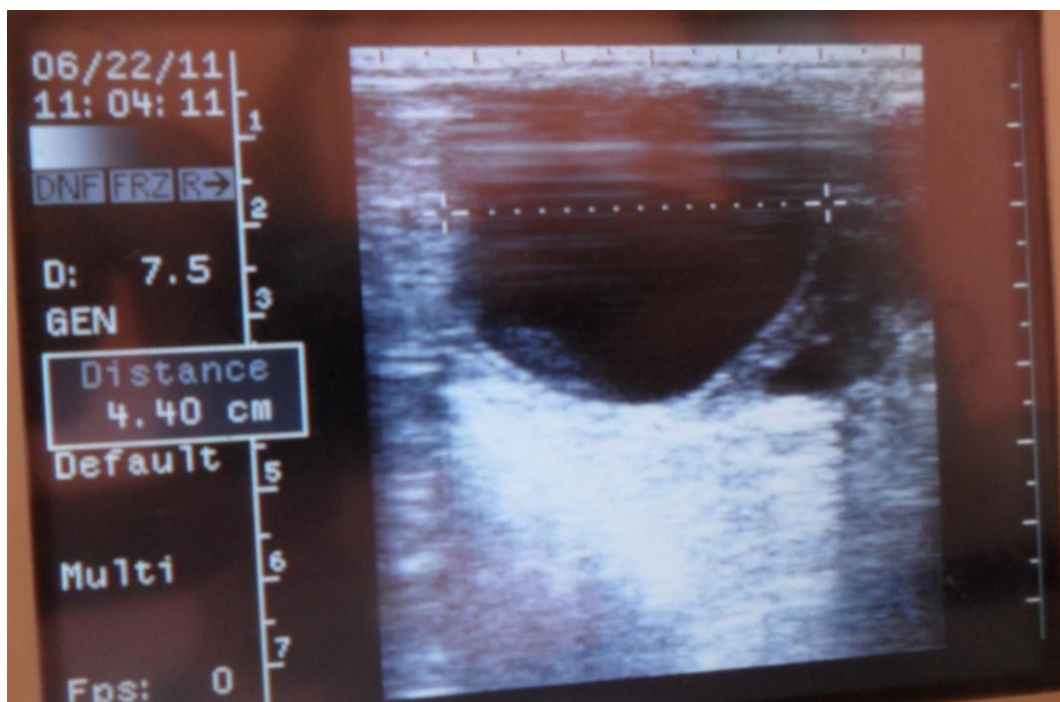


Figure (16) : Image échographique d'un follicule pré ovulatoire de la jument ASSIA.

2.2.3. Diamètre vertical des follicules préovulatoires :

Tableau (07) : le diamètre vertical des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (mm).

	Juments Pur-Sang ARABE			Juments Barbe			Test Fisher
	Moy (±) SD	Max	Min	Moye (±) SD	Max	Min	P <0.05
5 à 9 ans	41,60±6,98	58,00	27,00	44,75±5,68	53,00	41,00	*
10 à 25 ans	42,86±3,90	53,00	39,00	35,57±4,47	43,00	29,00	
Hiver	41,77±4,27	47,00	31,00	38,40±3,58	43,00	35,00	NS
Printemps	42,56±6,67	58,00	27,00	39,33±8,69	53,00	29,00	

Signification des effets : * P< 0.05; ** P< 0.01; ***P< 0.001 ; NS : non significatif.

Nous avons constaté d'après les résultats mentionnés dans le tableau N 07, que la race et l'âge des juments ont un effet combinatoire significatif (p < 0,05 %) sur le diamètre vertical des follicules préovulatoires.

L'analyse de variance à deux facteurs montre que la race et la saison n'a pas eu un effet sur le diamètre vertical des follicules préovulatoires.

Résultats et discussion

2.2.4. Diamètre horizontal des follicules préovulatoires

Tableau (08) : le diamètre horizontal des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (mm).

	Juments Pur-Sang ARABE			Juments Barbe			Test Fisher
	Moye (±) SD	Max	Min	Moye (±) SD	Max	Min	P <0.05
5 à 9 ans	47,67±4,20	55,00	42,00	49,75±6,18	55,00	41,00	**
10 à 25 ans	49,93±3,10	56,00	45,00	41,86±4,81	48,00	35,00	
Hiver	46,85±3,48	52,00	42,00	42,40±5,59	48,00	35,00	NS
Printemps	50,31±3,44	56,00	45,00	46,67±6,89	55,00	39,00	

Signification des effets : * P < 0.05; ** P < 0.01; *P < 0.001 ; NS : non significatif.**

L'analyse de la variance à deux facteurs (race et âge des juments) a montré une différence hautement significative ($P \leq 0.001$) du diamètre horizontal des follicules pré ovulatoires.

Malgré que le diamètre horizontal des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe soit supérieur à celles des juments Barbe aux différentes saisons, l'analyse de variance à deux facteurs n'a pas montré un effet significatif sur ce dernier (tableau 08).

Par contre, l'analyse de variance à un facteur (saison) a révélé un effet significatif sur le diamètre horizontal des deux races étudiées.

2.2.5. Le taux de croissance de surface des follicules préovulatoires :

Tableau (09) : Le taux de croissance de surface des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (mm^2/jour).

	Juments Pur-Sang ARABE			Juments Barbe			Test Fisher
	Moy (±) SD	Max	Min	Moy (±) SD	Max	Min	P <0.05
5 à 9 ans	124,27±107,23	282,34	-139,73	136,12±49,78	171,33	100,92	NS
10 à 25 ans	175,02 ±53,21	266,90	83,90	129,41±63,75	221,17	58,09	
Hiver	128,57±103,89	282,34	-139,73	147,02±70,34	221,17	81,25	NS
Printemps	168,19 ± 67,06	266,90	14,03	119,56±50,36	171,33	58,09	

Signification des effets : * P < 0.05; ** P < 0.01; *P < 0.001 ; NS : non significatif.**

Résultats et discussion

En ce qui concerne le taux de croissance des surfaces folliculaires, les juments Pur-Sang Arabe présentent un taux plus élevée que les juments Barbe pour la première classe d'âge (5 à 9 ans). Par contre, nous avons noté un taux inférieur pour les juments Pur-Sang Arabe par rapport aux juments Barbe pour la deuxième tranche d'âge (10 à 25 ans). Cependant cette différence n'est pas significative ($p > 0.05$) (tableau N°09).

Nous n'avons pas enregistré une différence significative entre le taux de croissance des surfaces folliculaires des deux races étudiées aux différentes saisons (Hiver et Printemps).

2.2.6. Le taux de croissance du diamètre moyen des follicules préovulatoires :

Tableau (10) : Le taux de croissance du diamètre moyen des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison en mm/jour.

	Juments Pur-Sang ARABE			Juments Barbe			Test Fisher
	Moye (\pm) SD	Max	Min	Moye (\pm) SD	Max	Min	P < 0.05
5 à 9 ans	1,99 \pm 1,61	4,33	-02,00	1,81 \pm 0,62	2,25	1,38	NS
10 à 25 ans	2,84 \pm 0,92	4,33	1,25	2,22 \pm 1,00	3,50	1,00	
Hiver	2,13 \pm 1,64	4,33	-2,00	2,42 \pm 1,01	3,50	1,50	NS
printemps	2,67 \pm 1,04	4,33	0,25	1,86 \pm 0,83	2,83	01,00	

Signification des effets : * P < 0.05; ** P < 0.01; ***P < 0.001 ; NS : non significatif.

Chez les juments Pur-Sang Arabe, nous avons noté un taux de croissance du diamètre moyen des follicules préovulatoires supérieur à celui des juments Barbe quel que soit l'âge, et les saisons. Sauf qu'en hiver, le taux de croissance du diamètre moyen des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe est inférieur à celui des juments Barbe. Portant, l'analyse de la variance ne révèle pas une différence significative ($P > 0.05$) (tableau 10).

04 jours avant l'ovulation, nous avons révélé que la jument K'SSIRA (Pur-Sang Arabe) a fait une régression du diamètre moyen de 2mm/jour.

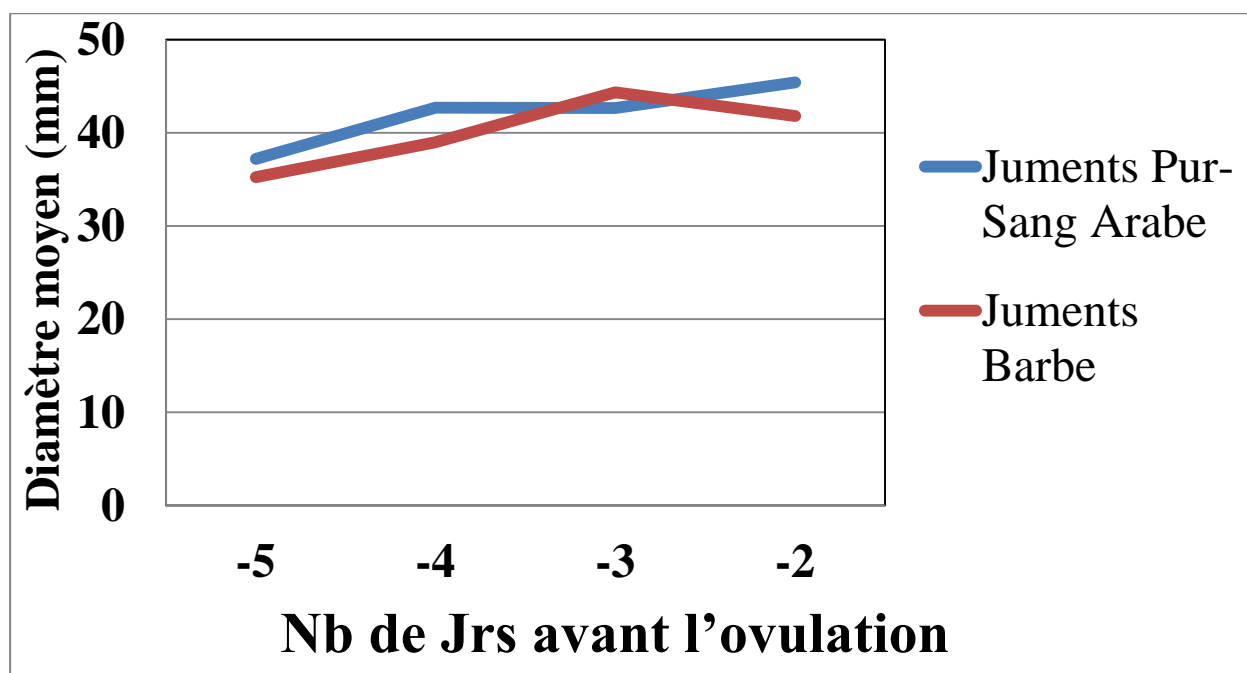


Figure (20) : Courbe d'évolution du diamètre moyen des follicules dominants chez les juments Pur-Sang Arabe et Barbe.

Nous avons constaté d'après ces résultats que l'évolution du diamètre moyen des follicules dominants a progressé de 37,18 à 45,48 mm (deux jours avant l'ovulation) avec une légère régression notée à -04 jours puis une ascension à -03 jours avant l'ovulation chez les juments Pur-Sang Arabe.

En parallèle chez les juments de la race Barbe, nous avons noté une progression graduelle du diamètre moyen des follicules dominants de 35,25 mm à 41,81 mm (deux jours avant l'ovulation), avec une régression marquée à -03 jours avant l'ovulation (figure 20).

2.2.7. Le taux de croissance du diamètre vertical des follicules préovulatoires :

Tableau (11) : Le taux de croissance du diamètre vertical des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction de l'âge et de la saison d'ovulation (mm/jour).

	Juments Pur-Sang Arabe			Juments Barbe			Test Fisher
	Moye (±) SD	Max	Min	Moye (±) SD	Max	Min	P <0.05
5 à 9 ans	2,13±1,72	5,00	-1,40	1,50±1,06	2,25	0,75	NS
10 à 25 ans	2,32±1,05	4,33	0,00	2,10±0,78	3	1	
Hiver	2,30±1,60	5,00	0,00	1,89±1,02	3	1	NS
Printemps	2,17±1,25	4,00	-1,40	1,96±0,81	2,50	0,75	

Signification des effets : * P < 0.05; ** P < 0.01; ***P < 0.001 ; NS : non significatif.

Résultats et discussion

Chez les juments Pur-Sang Arabe, nous avons noté un taux de croissance du diamètre vertical des follicules préovulatoires supérieur à celui des juments Barbe quel que soit l'âge, et les saisons. Par contre l'analyse de variance nous a démontré qu'il n'y a pas une différence significative ($P > 0.05$) du taux de croissance du diamètre vertical (tableau 11).

96 h avant le jour d'ovulation, le diamètre vertical a diminué à un taux de 1,40 mm/jour chez la jument KHEDOUIJ (Pur-Sang Arabe). Par contre, le diamètre vertical n'a pas évolué chez deux juments Pur-Sang Arabe à 04 jours avant l'ovulation.

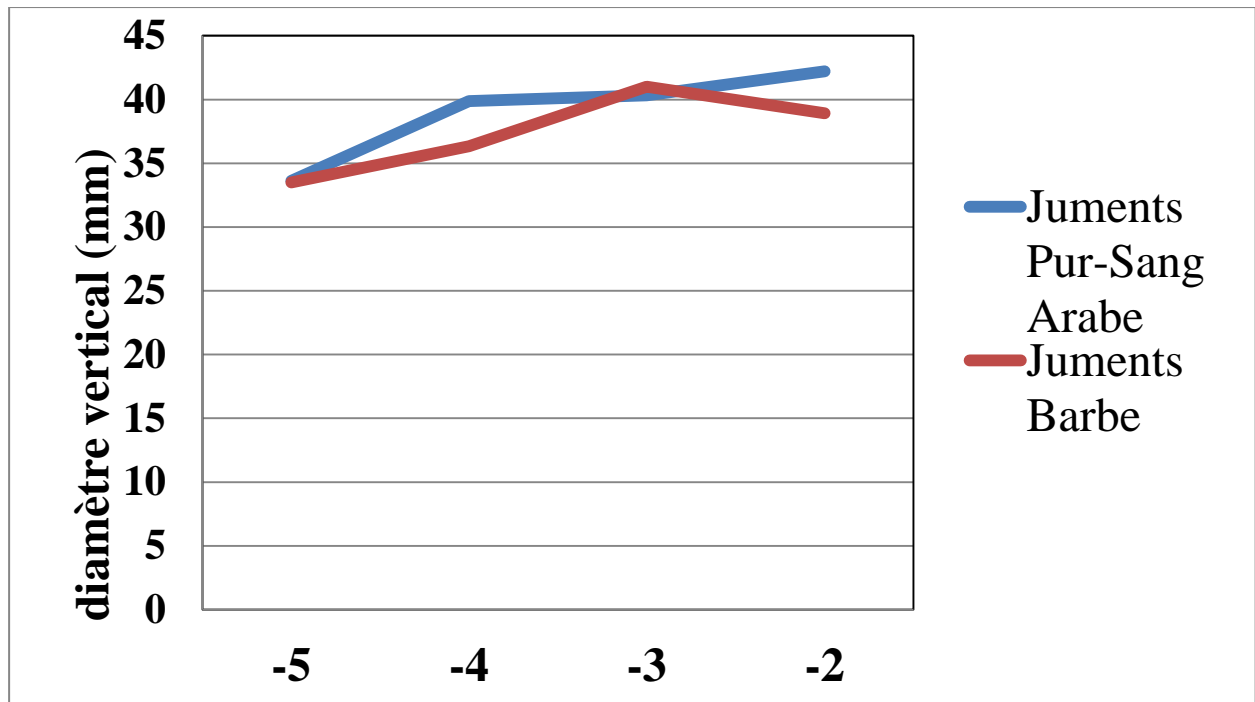


Figure (21) : Courbe d'évolution du diamètre vertical des follicules dominants des juments Pur-Sang Arabe et Barbe.

Nous constatons d'après les résultats mentionnés dans la figure (21), que l'évolution du diamètre vertical chez les deux races étudiées est graduelle de 33,5 mm à 42,20 mm chez les juments Pur-Sang Arabe, et de 33,62 mm à 38,90 mm chez les juments Barbe.

Résultats et discussion

2.2.8. Le taux de croissance du diamètre horizontal des follicules :

Tableau (12) : Le taux de croissance du diamètre horizontal des follicules préovulatoires des juments Pur-Sang Arabe et Barbe en fonction des âges et des saisons (mm/jour).

	Juments Pur-Sang Arabe			Juments Barbe			Test Fisher
	Moy(±) SD	Max	Min	Moy(±) SD	Max	Min	P <0.05
5 à 9 ans	1,86±1,98	4	-4	2,13 ±0,18	2,25	2	NS
10 à 25 ans	3,36±1,53	5,75	1	2,33±1,88	4	-0,5	
Hiver	1,96±2,13	4	-4	2,94±1,42	4	1,33	NS
Printemps	3,18±1,53	5,75	1	1,77±1,62	3,33	-0,50	

Signification des effets : * P < 0.05; ** P < 0.01; ***P < 0.001 ; NS : non significatif.

L'analyse de variance à deux facteurs (race et l'âge des juments) a montré qu'il n'y a pas une différence significative entre le taux de croissance du diamètre horizontal. Par contre l'analyse de variance à un facteur (l'âge) nous a dévoilés qu'il y a un effet significatif (p < 0,05 %).

Par ailleurs, l'étude statistique ne révèle aucune différence significative entre le taux de croissance du diamètre horizontal chez les deux races étudiées à différente saison. A72 heures avant l'ovulation, la jument de Pur-Sang Arabe (KSSIRA) a fait une régression de diamètre horizontal de 04mm/jour.

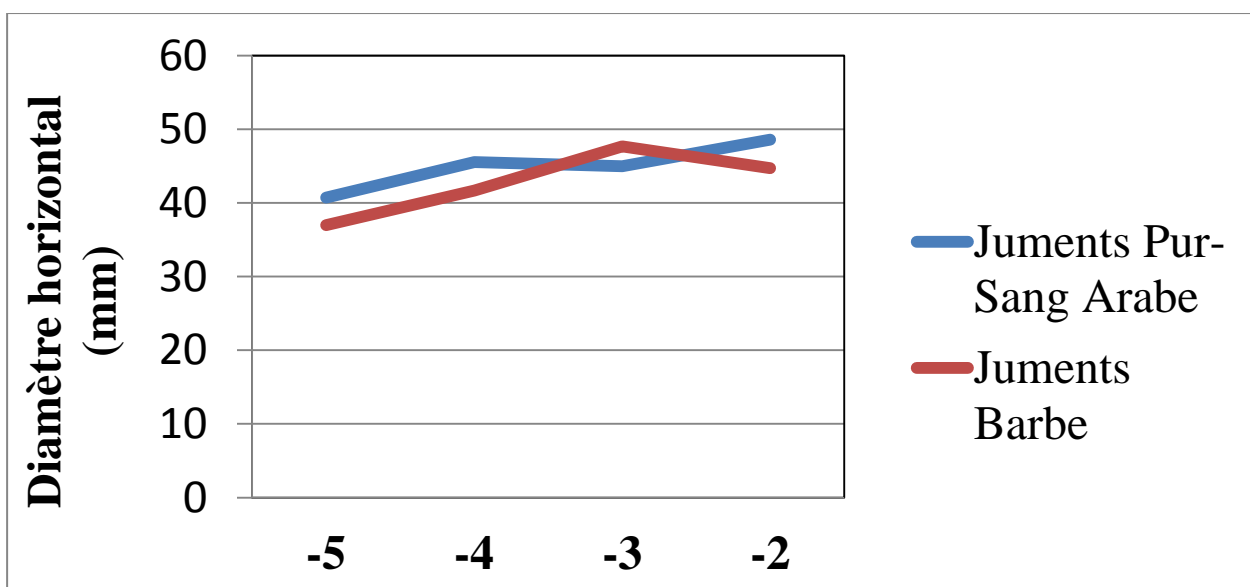


Figure (22) : Courbe d'évolution du diamètre horizontal des follicules dominants des juments Pur-Sang Arabe et Barbe.

Résultats et discussion

La figure (22) montre que l'évolution du diamètre horizontal est progressive chez les deux races étudiées. Par ailleurs nous avons noté une légère régression d'évolution du diamètre horizontal à -04 jours chez juments Pur-Sang Arabe puis une ascension à -03 jour avant l'ovulation. Par contre nous avons signalé une régression à -03 jours avant l'ovulation chez les juments de la race Barbe.

2.3. L'Analyse en composantes principales :

L'analyse en composantes principales (ACP) est une technique qui permet de faire la synthèse de l'information contenue dans un grand nombre de variable (Falissard, 1998). Il permet de représenter sous forme graphique l'essentiel de l'information contenue dans un tableau de données quantitatives (Bouchier, 2006).

Dans notre analyse on dispose d'un tableau de données à double entrée 40 individus (juments) qui sont décrits par 11 variables. On va essayer de chercher la meilleure « image approchée » du nuage en projection sur une droite Δ . C'est celle qui respecte au mieux les distances entre tous les couples de points.

Le tableau ci-dessous donne les valeurs propres, les proportions individuelles et les proportions cumulées de la variance expliquée par les composantes. La première composante principale (CP_1) prend en compte 50,33% de la variabilité. Elle est de loin, la plus importante puisque les huit composantes suivantes n'expliquent, respectivement, que 25,56, 15,28, 7,72...etc. Les neuf composantes principales, ensemble, expliquent 100% de la variabilité.

La somme des pourcentages des deux premières composantes principales est de 75,70 %, elle est nettement proche de 100 %, ce qui permet de retenir que les composantes principales 1 et 2 pour la suite de l'étude.

Tableau (13) : Les valeurs propres de l'analyse en composante principale :

	Eigen value	Percentage of variance	Cumulative percentage of variance
comp 1	3.623987e+01	5.033315e+01	50.33315
comp 2	1.826557e+01	2.536885e+01	75.70200
comp 3	1.100222e+01	1.528086e+01	90.98286

Résultats et discussion

A chaque variable, on associe un point dont la coordonnée sur un axe factoriel est une mesure de la corrélation entre cette variable et le facteur (Axe 1 ou Axe 2) exemple la coordonnée sur l'axe 1 de la variable DUREE est 0.1298779 et celle sur l'axe 2 est 0.4558175

Tableau (14) : Représentation des variables (Coordonnées des variables)

	Dim. 1	Dim. 2
DUREE	0,129878	0,455817
SURFACE	-0,822017	0,559928
DIAM_V	-0,695331	0,523787
DIAM_H	-0,677952	0,376249
T_CROI_SURF	-0,867888	-0,481549
T_CROI_DIAM	-0,789922	-0,593897
T_CROI_D_V	-0,663723	-0,35084
T_CROI_D_H	-0,624683	-0,575516
D_MOY_FOC	-0,828454	0,554148

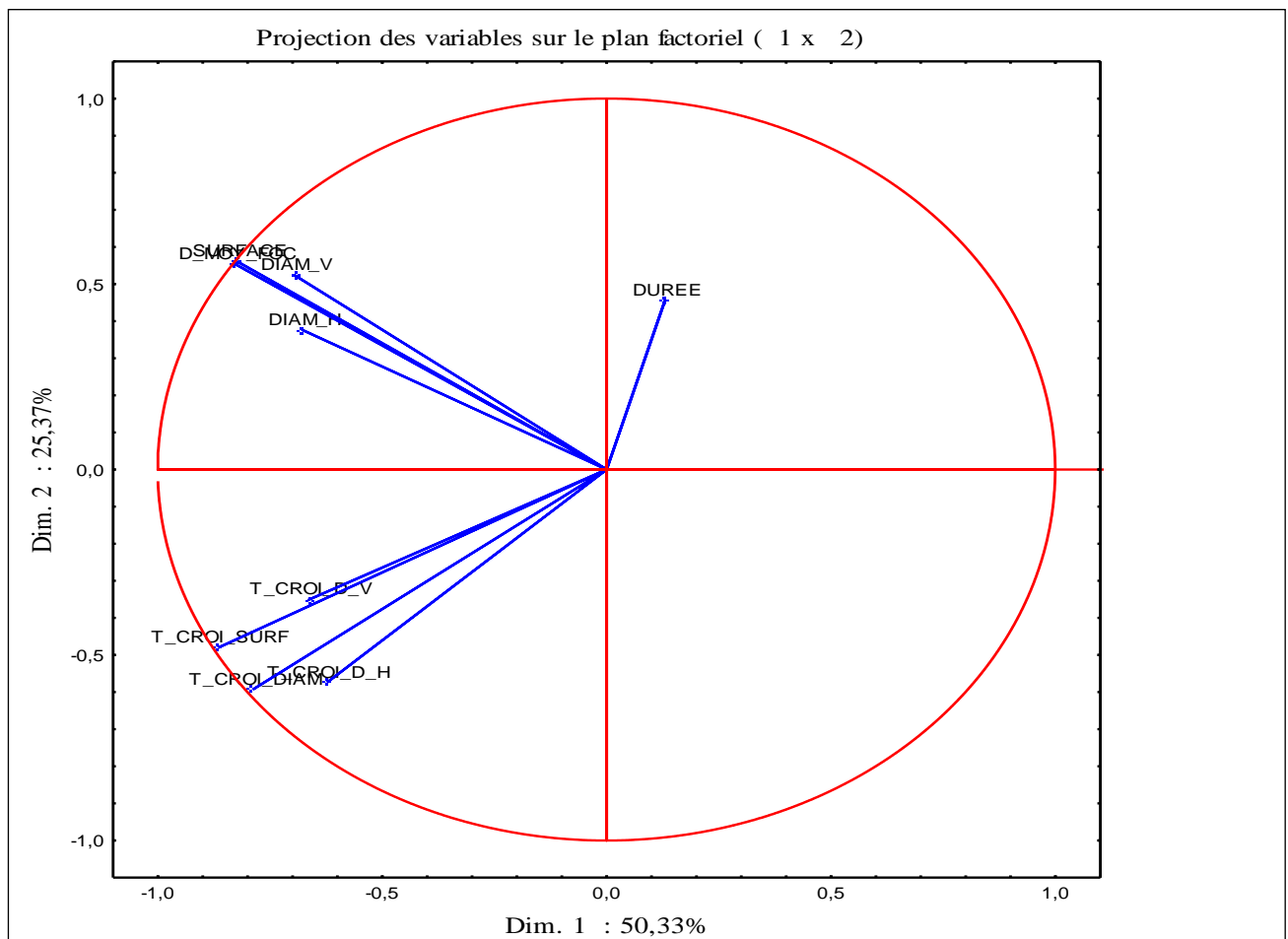


Figure 23. Projection des points moyens des variables sur le premier plan factoriel d'une analyse en composantes principales.

Résultats et discussion

Donc par projection sur un plan factoriel les variables s'inscrivent dans un cercle de rayon 1 (le cercle des corrélations). Elles sont d'autant plus proches du bord du cercle que la variable est bien représentée par le plan factoriel, c'est-à-dire que la variable est bien corrélée avec les facteurs constituant ce plan.

- La plupart des variables sont assez éloignées de 0 ; les variables, et donc les angles qu'elles forment, n'ont pas été trop déformés dans la projection. Plus précisément les pourcentages d'inertie sont 50,33% (axe1 horizontal) et 25,37% (axe2 vertical) pour le plan factoriel choisi.
- Les mesures des diamètres et de la surface (SURFACE, DIAM_H, DIAM_V, D_MOY_FOC) sont plus liées entre elles qu'avec les autres variables. De même pour les taux de croissance (T_CROI_SURF, T_CROI_D_M, T_CROI_D_V et T_CROI_D_H).
- La figure (23) montre une forte corrélation positive entre l'axe horizontal (CP1 expliquant 50,33% de l'information) et DIAM_M, SURFACE, T_CROI_D_M, et T_CROI_SURF (proches du cercle).
- La variable, durée poulinage-première ovulation (jour) est mal représentée sur la plan factoriel puisque le point correspondant est éloigné ducercle.
- L'axe vertical (CP2 qui résume 25,37% de l'information) est essentiellement expliqué positivement par la variable (DUREE poulinage-première ovulation).

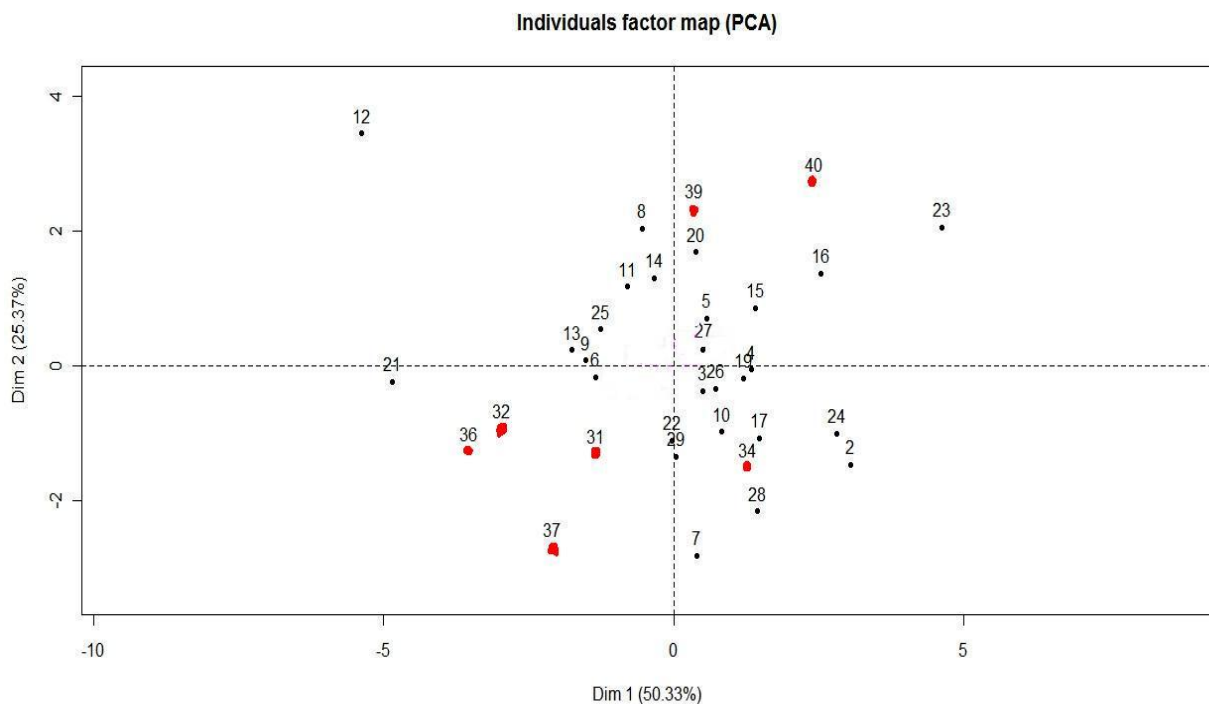


Figure (24) : La répartition des individus par rapport les deux axes (point noir : juments Pur-Sang Arabe, et points rouge : juments Barbe) (Annexe 05).

Résultats et discussion

D'une part, on remarque la répartition des individus des deux races étudiées de part et d'autre des composantes principales ce qui veut dire que l'aspect race n'a pas d'effet significatif sur les variables quoique l'effectif de la race Barbe est relativement faible par rapport aux juments Pur-Sang Arabe.

De l'autre part, on peut constater la proximité dans l'espace entre les individus de différente race représentés et ceci traduit la ressemblance réelle de ces deux individus du point de vue des valeurs prises par les variables (17 et 34).

2.4. Le paramètre hormonal:

L'expérimentation menée dans la deuxième partie de notre travail vise à évaluer le profil de la progestérone sérique de la 03^{ème} à la 21^{ème} semaine de gestation chez les juments Pur-Sang Arabe, Barbe et Arabe-Barbe.

Les profils de la progestérone obtenus supérieurs à 02ng/ml confirment les résultats du diagnostic de gestation par l'échographe chez les juments gestantes du trois races étudiées (Thimonier, 2000). (Annexe 04).

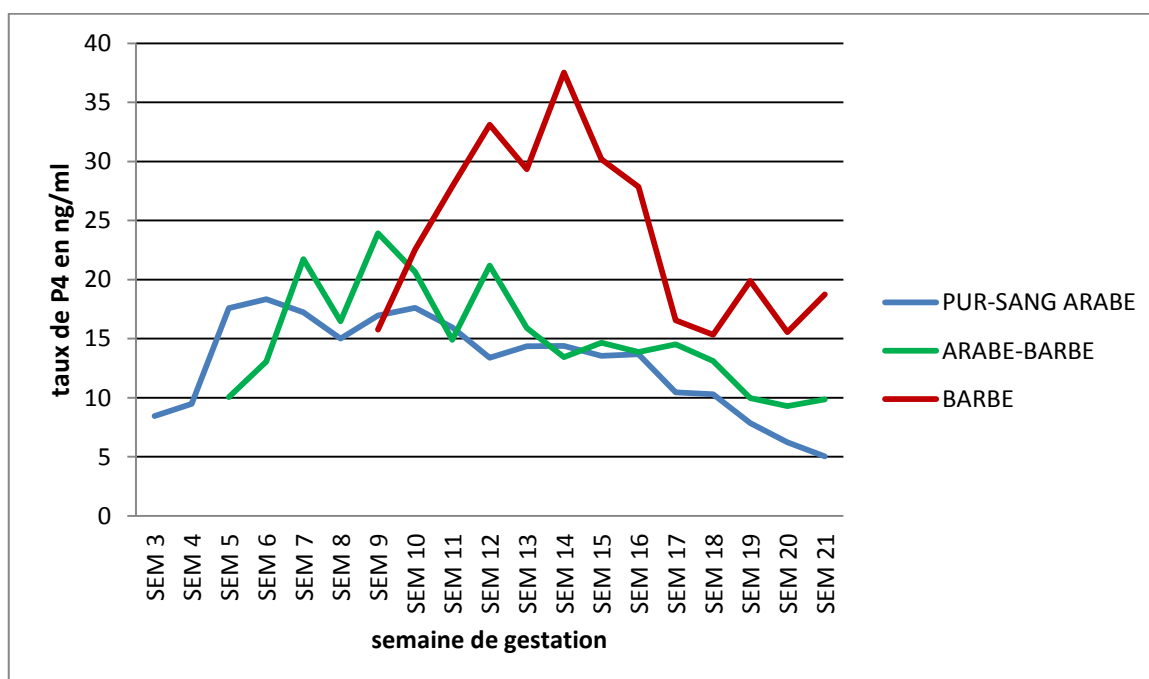


Figure (25) : Concentration sérique de la progestérone chez les juments Pur-Sang Arabe, Barbe et Arabe-Barbe de la 03^{ème} à la 21^{ème} semaine de gestation.

Nous constatons d'après la figure 25 que la concentration de la progestérone sérique des trois races est nettement supérieure chez les juments Barbe ($P \leq 0,05\%$), avec un pic plus élevé de P4 à la 14^{ème} semaine de gestation à une valeur de 37,51 ng/ml. Par contre la concentration de la

Résultats et discussion

progestérone sérique est juxtaposée pour les juments Pur-Sang Arabe et Arabe-Barbe avec une légère élévation de cette dernière.

Le constat final nous permet d'affirmer que la progestérone sérique diminue progressivement à partir de la 14^{ème} semaine.

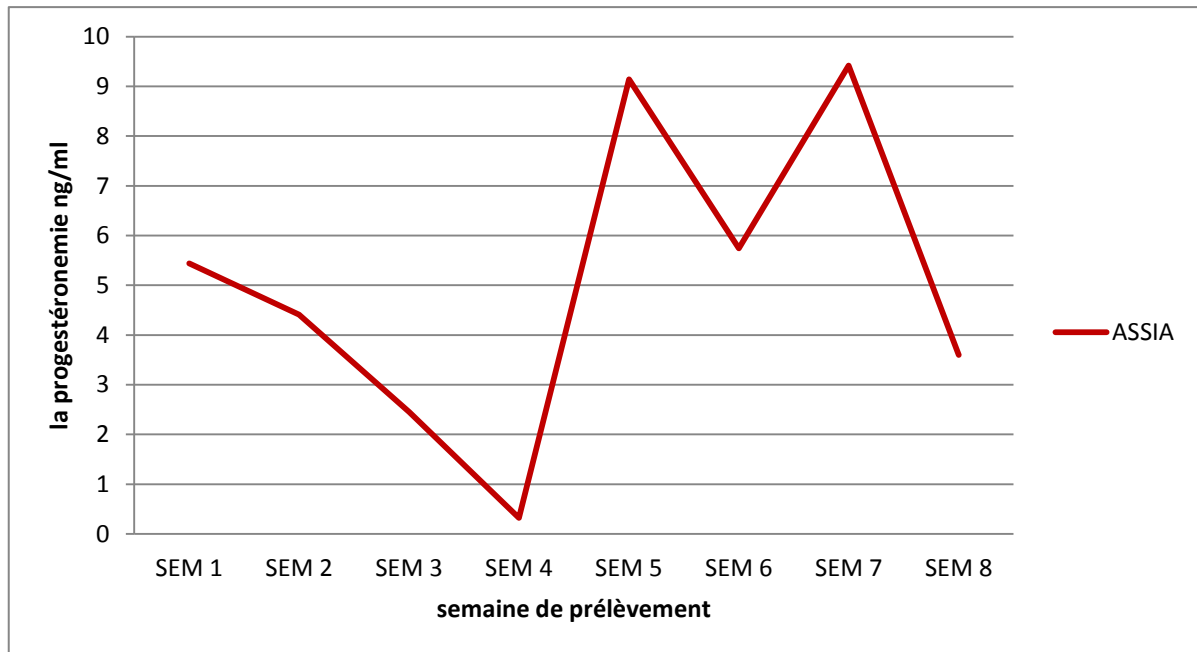


Figure (26) : Concentration de la progestérone sérique chez la jument ASSIA.

Il est à noter que la jument (ASSIA) de la race Barbe a été confirmée gestante à 20 jours après la saillie. Lors de nos analyses sanguines hebdomadaires pour le dosage de la progestérone nous avons constaté une diminution de la progestéronémie à une valeur de 0,32 ng/ml avec une présence d'un gros follicule dominant. A ce moment, nous avons pratiqué une échographie qui nous a confirmé qu'il y a une mortalité embryonnaire. Une semaine après, nous avons enregistré une élévation du niveau de la progestéronémie à une valeur de 9,14 ng/ml et l'ovulation du follicule pré ovulatoire (Figure 26).

Résultats et discussion

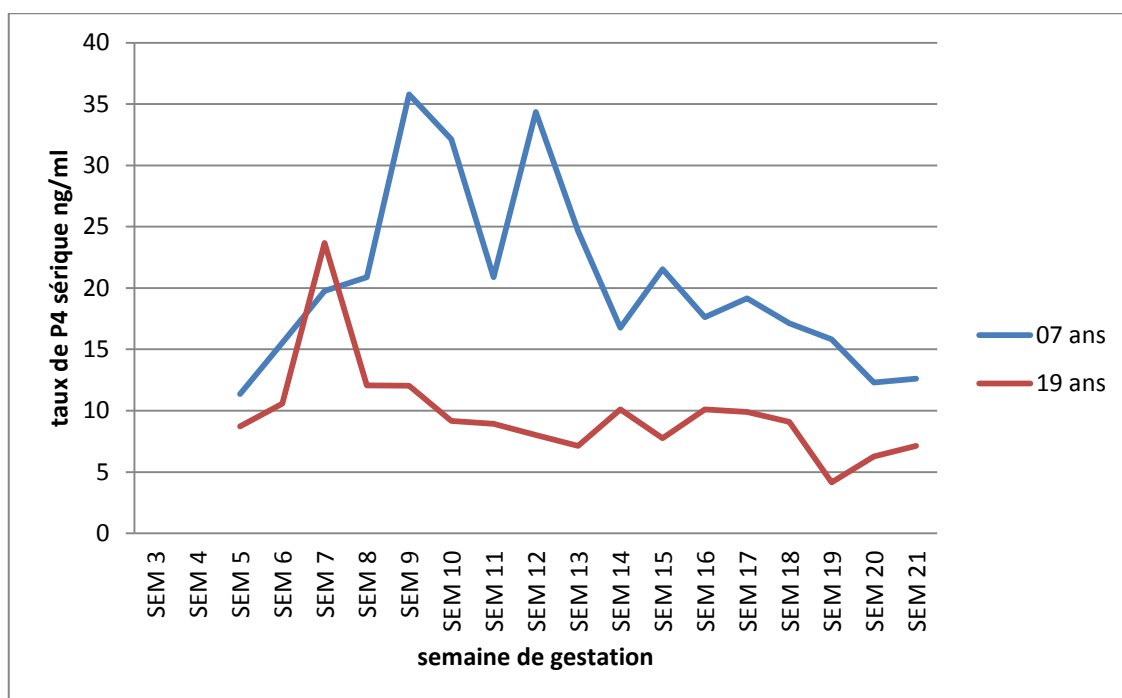


Figure (27) : La variation di profil de la progestérone sérique chez les juments Arabe-Barbe en fonction de l'âge.

Le niveau de la progestérone sérique est significativement inférieur chez les juments plus âgées (19 ans) par rapport aux juments moins âgées (07 ans) pour la race Arabe-Barbe (Figure 27).

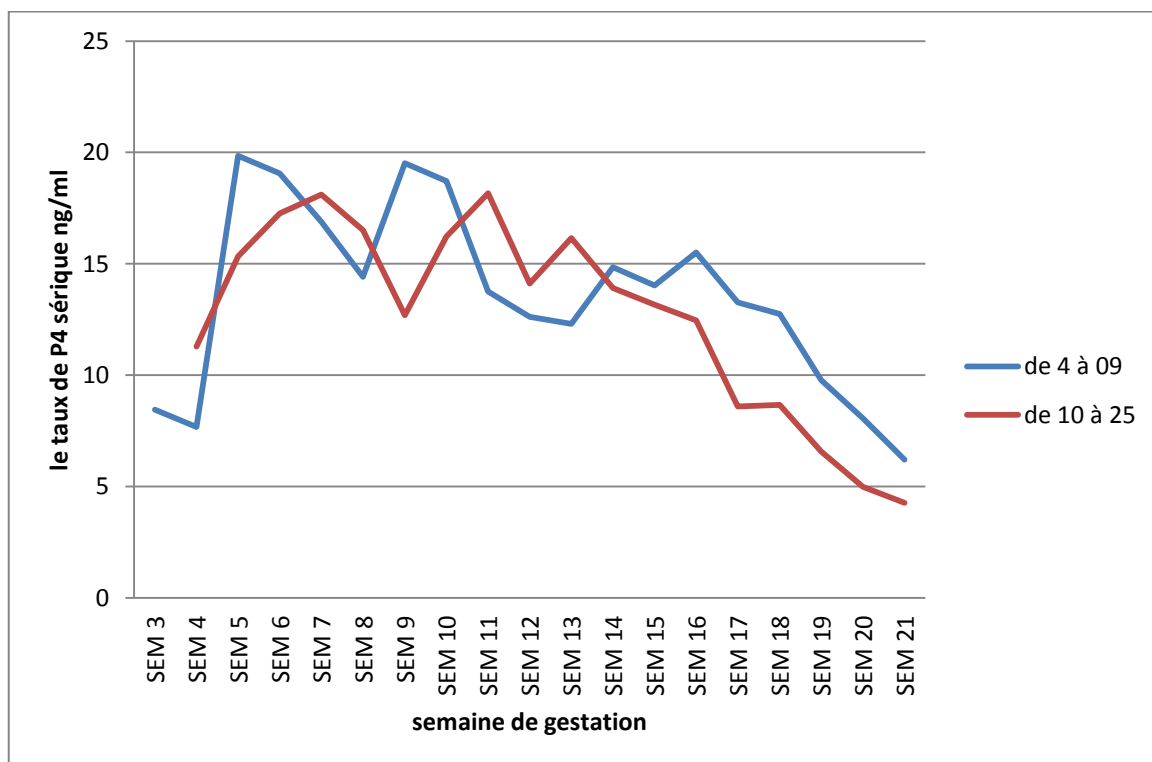


Figure (28) : La variation du profil de la progestérone sérique chez les juments Pur-Sang Arabe en fonction de l'âge.

Résultats et discussion

Par contre, l'analyse de variance à un facteur nous a révélé que l'âge n'a pas d'influence significative sur la progestéronémie pour les juments Pur-Sang Arabe (Figure 28).

3. Discussion

3.1. Les paramètres zootechniques :

Le post-partum est l'une des phases critiques de la reproduction chez la jument ; en effet la jument est l'unique espèce parmi les animaux domestiques chez qui le premier cycle post-partum est ovulatoire. Cet œstrus appelé communément chaleurs de poulinage (foal-heat) est caractérisé par une activité folliculaire normale et une ovulation dans les 20 jours après le poulinage (Loy, 1980).

Faut-il ou non saillir les juments aux chaleurs de poulinage ? C'est l'objet d'une très grande controverse.

3.1.1. Le taux de fertilité des cycles post-partum :

Le taux de fertilité enregistré chez les juments Pur-Sang Arabe est de 34,48 %. Ceci est inférieur à celui des juments Barbe qui est de 42,85 %.

Les taux de fertilité rapporté par Katilla et *al.*, (1988) est de 44,1 %, alors que Vladimir, (1999) nous a signalé un taux de 42,9 %. Ces données sont similaires à nos résultats.

Nous avons enregistré un taux de fertilité inférieur aux valeurs rapporté par Nagy et *al.* (1998) et Mehmet et *al.*, (2008). Ces derniers ont signalé un taux de fertilité de 50 % chez trois races (Pur-Sang, Trotteurs et Hongrois) et 60% pour les Pur-Sang Arabe respectivement.

Ginther (1992) et Palmer(1976) ont estimé que le taux de fertilité des cycles post-partum est inférieur par rapport aux chaleurs ultérieures.

Par ailleurs, sharma et *al.* (2010a) ont rapporté que le taux de fertilité des cycles post-partum chez les populations sauvages est supérieur à celui des juments gérées de manière intensive.

Chez la race Barbe, les juments âgées sont moins fertile que les jeunes juments au cours des chaleurs de poulinage, cette notion est rapportée par plusieurs auteurs Camillo et *al.*, (1997) ; Morris et *al.*, (2003) ; Blanchard, et *al.*, (2004) ; Davies et *al.*, (2005) et sharma et *al.*, (2010a).

Par contre, nous avons constaté que les jeunes juments Pur-Sang Arabe sont moins fertiles que les juments âgées (la figure 23).

Carnevale et *al.*, (1999) a rapporté que la viabilité de l'Oocyte est réduite avec l'avancé en âges des juments.

D'après notre étude, nous avons obtenu un taux de fertilité élevé chez les juments saillies après le dixième jour post-partum ; il est de 75% chez les juments Barbe et de 32% chez les juments Pur-Sang Arabe. Par contre, les juments saillies avant le 10ème jours, leurs taux de fertilité est nulle.

Résultats et discussion

Jason *et al.* (2002), ont trouvé un taux de fertilité de 81 % des cycles post-partum. Ceci revient à la majorité des juments saillies après le dixième jour de post-partum.

Nous avons relevé une seule mortalité embryonnaire soit un taux de 3,44 % entre 30 et 45 jours chez les juments Pur-Sang Arabe. Il semblerait que cela est dû essentiellement à l'âge avancé de la jument (22 ans), ceci d'après, McKinnon *et al.*, (1993); Camillo *et al.*, (1997 b) ; Blanchard *et al.*, (2004) ; Sharma *et al.*, (2010a), particulièrement pour les Pur-Sang Arabe selon Morris et Allen, (2003).

D'après Kalirajan et Rajasundaram (2008), le vieillissement de l'utérus et / ou de l'ovaire, peuvent causer la mortalité embryonnaires chez les juments âgées.

Mehmet *et al.*, (2008) et Sharma *et al.* (2010a) ont rapporté respectivement un taux de mortalité embryonnaire de 3,33 % et 5,50 % pendant les chaleurs de poulinage.

Actuellement, l'échographe nous permet de contrôler et de diagnostiquer les mortalités embryonnaires au moment opportun afin d'optimiser le taux de fertilité.

Ginther, (1992a) a démontré que la baisse du taux de progestérone sérique est un effet et non une cause de la mortalité embryonnaire, du moment que la concentration de progestérone est réduite après la mortalité embryonnaire. Pourtant, au cours de la même étude, ils rapportent qu'il y a diminution du diamètre du corps jaune. Une étude plus approfondie avec des dosages hormonaux serait utile pour déterminer la causalité.

Les causes affectant la fertilité des chaleurs de lait sont essentiellement dues à la nidation de l'embryon dans un milieu hostile à son développement du moment que l'utérus sort à peine de son involution. En effet pendant les chaleurs de poulinage, l'endomètre maternel n'est pas complètement restauré (Gygax *et al.*, 1979), l'utérus contient encore des fluides (lochies) jusqu'au 20^{ème} jour du post-partum (Camillo *et al.*, 1997), et risques d'augmentations des endométrites (Betsch, 1995).

3.1.2. La durée entre le poulinage et la première ovulation :

La durée moyenne entre le poulinage et la première ovulation chez les pur-sang Arabe et Barbe est de 14,21 et 12,09 jours respectivement. Nous avons constaté que 13,79 % (4/29) des juments pur-sang Arabe contre 36,36 % (4/11) des juments Barbe ont ovulé avant le dixième jour post-partum. Une étude menée par Loy, (1980), a montré que sur 470 juments 43 % ont ovulé avant le 9^{ème} jour.

Malschitzky *et al.*, (1998) et Winter, *et al.*, (2007) ont noté une durée moyenne de 13,2 et 14,2 jours chez les juments pur-sang et la race Criollo respectivement dans des milieux subtropicaux, ceci est en concordance avec nos résultats chez les juments Pur-Sang Arabe.

Résultats et discussion

Par ailleurs, Nagy et *al.*, (1998) et Stich et *al.*, (2003) ont signalé une durée moyenne de 17.8 et 15.4 jours respectivement. Ces valeurs sont plus élevées à celles obtenues chez les deux races dans notre étude.

Mehmet et *al.*, (2008) ; Morris et Allen, (2003) et Katilla et *al.*, (1988) ont trouvé une durée moyenne de 12 jours entre le poulinage, première ovulation chez les juments Pur-Sang Arabe dans des climats tempérés. D'après notre étude chez la même race on a trouvé une durée moyenne supérieure.

Par contre, McKinnon, (1993) a noté une durée moyenne de $10,2 \pm 2,4$ jours plus basse que celle obtenue chez les deux races étudiées.

Panasophonkul et *al.*, (2007) ont rapporté une durée moyenne de 13,4 jours pour les juments croisées Thai en Thaïlande. Une durée moyenne plus de 17 jours a été rapportés par Caldas et *al.*, (1994).

Ces différences sont probablement liées aux variations saisonnières de la fonction hypophysaire, de la croissance folliculaire (Crinther, 1992 et Koskinen, 1991) et de la race (Nagy et *al.* 1998).

Malschitzky et *al.*, (2001) ont rapporté que l'éclairage artificiel de 46 à 60 jours avant la date prévue de poulinage peut réduire l'intervalle poulinage-première ovulation, par contre le bilan énergétique négatif pourrait être un facteur important de prolonger l'intervalle entre poulinage et l'ovulation (Henneke et *al.*, 1983).

Quintero et *al.*, (1996) ; Winter et *al.*, (2007), Stich et *al.*, (2008) et Sharma, (2010a) ont signalé que l'âge des juments et la saison n'ont pas un effet sur la durée poulinage-première ovulation, ce qui en concordance avec nos résultats.

Par contre Caldas et *al.*, 1994 et Koskinen, 1991 ont rapporté que la durée poulinage-première ovulation dans des conditions tropicales au début de la saison de reproduction est plus longue que celle observée dans notre étude.

Gastal et *al.*, (2009) ont démontré que la concentration de LH est plus grande chez les jeunes juments, que chez les juments âgées. A cet effet, la durée de poulinage première ovulation est supérieure chez ces dernières.

Le taux de croissance folliculaire par jour durant l'œstrus et le diamètre du follicule préovulatoire sont les principaux facteurs responsables de la durée de l'œstrus (Juan, 2010).

3.2. Les paramètres anatomiques

3.2.1. L'involution utérine :

Généralement, la quantité des lochies est habituellement élevée mais diminue à une vitesse rapide au cours des deux premières semaines après le poulinage. Cette diminution coïncide avec la phase folliculaire du premier œstrus post-partum.

Résultats et discussion

Dans la présente étude, nous avons évité de faire saillir 4/13 juments Barbe soit 30,76 % de notre effectif à cause de la persistance des liquides utérins au-delà du dixième jour post-partum. D'après l'étude de Bouakkaz, (2008) sur un effectif de 130 juments, seules 28 ont présenté une involution utérine retard chez les deux races. Par contre, nous avons noté l'absence de liquide utérin chez les juments Pur-Sang Arabe, 15 jours après la date de poulinage.

Cette situation est due à l'incapacité de l'utérus d'évacuer rapidement les lochies dues à l'atonie utérine qui réduit la contraction du myomètre.

Il semble que le retard de tarissement des lochies chez les juments Barbe est dû au fait qu'il ait plusieurs juments en âge avancé (Zent et al 1998). Par exemple : NEJMA âgées de 23 ans, L'BIA 25 ans, CYARA et DJEBLIA 14 ans.

Nous avons eu trois juments qui ont pouliné entre décembre et janvier et qui ont fait une involution utérine retard. Cela peut être due à la photopériode (Palmer et Driancourt 1983, Nagy et al. 1998).

En effet, il est admis que le climat hormonal des derniers jours de la gestation prépare la parturition, contribue à l'expulsion du placenta et à l'involution utérine (McKinnon, et al., 1993). Vu que la progestérone bloque les contractions du myomètre et que les œstrogènes les augmentent (Blanchard et al., 1991).

La persistance des liquides utérins a une influence sur le mauvais taux de fertilité du cheptel équin, d'autant plus que nous continuons à faire des saillies naturelles et de prendre le risque de propager des infections utérines (Merkt et Günzel, 1979 ; Roberts, 1986 ; Lenz 1986 ; McKinnon et al., 1988) et Betsch 1999).

Bouakkaz (2008) a enregistré un taux de fertilité de 36,36 % chez les juments présentant une quantité de liquide utérin modéré à abondant, contre 79,20 % des juments qui n'ont pas de liquide utérin.

McKinnon et al., (1988) et Griffin et Ginther, (1991) ont démontré qu'il y a une diminution notable des fluides utérins à partir du 05^{ème} jour. Au 15^{ème} jour de post-partum, ces derniers sont résorbés complètement.

McKinnon et al., (1988) estiment que le degré de l'échogénicité diminue au fur et à mesure que l'utérus diminue de taille ; cette notion est corroborée par (Griffin et Ginther, 1991), qui ont rapporté que le taux d'involution est plus élevé durant les 10 premiers jours du post-partum.

Sharma et al., (2010b) ont trouvé une différence hautement significative ($p < 0,01$) entre le taux de fertilité des juments non traitées (31,03 %) contre (57,96 %) des juments traitées avec un lavage salin, des antibiotiques et / ou l'administration d'ocytocine pour favoriser l'involution utérine. C'est dans ce sens qu'ils ont conclu à l'issue de leurs travaux que l'administration

Résultats et discussion

quotidienne d'ocytocine et de PGF2 α avait un effet sur l'activation de l'involution utérine et par voie de conséquence sur l'amélioration du taux de fécondité des chaleurs de poulinage.

3.2.2. Activité ovarienne pendant le post-partum :

La jument est l'unique espèce parmi les animaux domestiques chez qui le premier cycle post-partum est ovulatoire. Le premier œstrus survient entre 5 et 12 jours chez plus de 90 % des juments (Ginther 1979b). Dans notre étude, le premier œstrus est survenu chez 80% des juments soit un taux de 78,37 % chez les Pur-Sang Arabe et 84,61 % chez les juments Barbe. Par contre Nagy et *al.*, (1998) et Bouakkaz, (2008) ont rapporté respectivement un taux de 84,1 % et 95,83 % des juments qui ont présenté une activité ovarienne au cours des 20 premiers jours après la parturition. Tribary (1994) a signalé que 97 % des juments reviennent en chaleurs durant cette période.

Parmi les juments qui n'ont pas présenté de cycle œstral à ce stade (deux semaines après poulinage), deux juments Barbe et cinq juments Pur-Sang Arabe ont présenté un corps jaune persistant. D'après Allen et Cooper (1975), la persistance du corps jaune est relativement fréquente chez la jument.

Par contre, trois juments Pur-Sang Arabe (8,10 %) ont présenté un anoestrus, probablement due à la saison de poulinage, ou à l'âge avancé des juments (Nagy et *al.*, (1998). Le taux d'inactivité ovarienne trouvé par Benalou et Meliani (2010) est de 15,07 %, ce qui est supérieur à nos résultats.

Le facteur responsable de cette absence de développement folliculaire terminal semble être une insuffisance de sécrétion des hormones gonadotropes FSH et LH. En effet, les niveaux de ces hormones sont au plus bas pendant la période hivernale, comparés à ceux de saison estivale (Freedman, et *al.*, 1979).

Par ailleurs, Nagy et *al.*, (1998) et Winter, (2007) ont rapporté respectivement un taux de 15.9 % chez trois races (Pur-Sang, Trotteur et Hongrois) et 16,7 % chez les juments de la race Criollo.

Malgré que nous n'avons pas enregistré d'inactivité ovarienne chez les juments Barbe. Nagy et *al.*, (1998) ont signalé que la race n'a pas un effet sur l'activité ovarienne de post-partum. Par contre Sharma et *al.*, (2010a) ont noté l'influence de la race sur l'activité ovarienne.

Cependant, d'autres facteurs ont été observés, les juments primipares étaient moins susceptibles de présenter une activité ovarienne de post-partum que les juments multipares (Nagy et *al.*, 1998), l'état d'embonpoint et l'alimentation (Sharma et *al.*, 2010a).

Le court intervalle de poulinage à la reprise de l'activité ovarienne cyclique chez les juments post-partum est lié au climat endocrinologique avant, au cours et après la parturition. Ceci est favorable à la formation des follicules, pouvant produire un ovule susceptible d'être fécondé (Noden et *al.*, 1978; Turner et *al.*, 1979; Palmer et Driancourt, 1983 et Nett et *al.*, 1989).

Résultats et discussion

L'augmentation brutale du taux de FSH pendant les chaleurs de poulinage est comparable à celui d'une jument cyclée 7 à 10 jours avant l'œstrus (Irvine et Avans, 1978). Le taux de LH qui est faible au moment de la parturition, augmente 3 jours après le part pour atteindre un pic à l'approche de la première ovulation (Sahu *et al.*, 1989).

La photopériode et la condition physique influent sur ces changements endocriniens et peuvent également interagir sur l'activité ovarienne post-partum (Palmer et Driancourt, 1983 ; Henneke *et al.*, 1984 ; Hines *et al.*, 1987).

La prolactine plasmatique n'est pas influencée par l'allaitement dans la plupart des juments. Cette constatation appuie en outre que l'anoestrus de lactation n'est pas lié à l'allaitement chez les juments. (Nagy *et al.* 1998).

3.2.3. Diamètre et surface des follicules préovulatoires :

Cette étude consiste à suivre le diamètre horizontal et vertical des follicules préovulatoires pendant les chaleurs de poulinage par l'échographie dans le but d'améliorer le pronostic de l'ovulation chez la jument Pur-Sang Arabe et Barbe. Puisque nous avons calculé la surface et le diamètre moyen des follicules à partir des mêmes données (diamètre horizontal et vertical), nous nous basons sur le diamètre moyen dans notre discussion.

Nous avons enregistré un diamètre moyen de 45,48 mm chez les juments Pur-Sang Arabe supérieur à celui de la race Barbe qui est de 41,82 mm. Ces résultats sont comparables à ceux obtenues par Ivkov, *et al.* (1999) chez le Trotteur à savoir 41,75 mm. Ceux obtenus par Benalou et Meliani (2010) sont de 43,16 mm chez les juments Pur-Sang Arabe.

Par contre Davies *et al.*, (2010) ont signalé un diamètre moyen de 39.95 mm chez les juments Pur-Sang. Cela reste inférieur à nos résultats.

Par ailleurs Juan, (2010) a rapporté un diamètre moyen de 46.03mm chez des juments Pur-Sang. Les résultats de la présente étude ont montré que les juments Barbe de moins de 09 ans ont un diamètre moyen de 47,25 mm supérieur à celui des juments de plus de 10 ans (38,71 mm), ce qui est en concordance avec les résultats de Carnevale *et al.*, (1993) ; Davies, *et al.*, (2005), Ginther *et al.*, (2008) ; Gastal, (2009) et Davies *et al.*, (2010) chez la jument. Le même résultat a été prouvé chez la femme (Santoro *et al.*, 2003).

Ces différences sont liées probablement à la concentration supérieure de LH chez les jeunes juments (Gastal. 2009).

Malgré que le diamètre moyen enregistré en hiver soit inférieur à celui du printemps chez les deux races (Pur-Sang Arabe et Barbe), nous n'avons pas trouvé un effet significatif de la race et de la saison sur ce dernier.

Par contre plusieurs auteurs comme Davies *et al.* 2010, ont rapporté que le diamètre des follicules préovulatoires est significativement supérieur au début qu'à la fin de saison.

Résultats et discussion

En outre, Ginther et Pearson (1989) ont rapporté une différence moyenne de 8 mm de diamètre préovulatoire des follicules entre ovulations en mai (48 mm) et ovulations en Juillet (40 mm).

Pierson et Ginther, (1987) et Ginther, (1990) ont signalé une différence de 05 mm de diamètre entre le début et la fin de saison, peut-être à cause des variations de la concentration moyenne journalière de LH (Ginther et Pierson, 1989, Gastal, 2009).

La comparaison entre les races des juments a indiqué que le diamètre moyen du follicule préovulatoire est significativement plus important.

Ginther, (1995) et Vivo et Vinuesa, (1993) ont rapporté une différence d'environ 3 mm de diamètre entre les Pur-Sang Espagnol et Pur-Sang Arabe. Ceci est identique chez les Pur-Sang Australien et Anglais (Newcomb, 1994).

D'autres facteurs peuvent influencer le diamètre moyen des follicules préovulatoires tel que, la présence d'autres follicules préovulatoires (Davies et *al.*, 2010), le mauvais état corporel des juments (Gastal, 2009), et la vascularisation des follicules (Silva et *al.*, 2006).

Une diminution de 4 à 9 millimètres de diamètre est notée dans les doubles ovulations par rapport aux ovulations uniques (Bergfelt et Adams, 2007).

Jaun, (2010) a rapporté que le diamètre moyen des follicules préovulatoires seul ne semble pas un critère fiable pour prédire le moment de l'ovulation en raison de la grande variabilité. Les auteurs ont ajouté d'autres paramètres prédictifs d'une ovulation imminente tel que le ramollissement des follicules préovulatoires (Parker, 1971 ; Ginther, 1979b ; Pierson et Ginther, 1985 et Jordi et *al.*, 2004), le ralentissement du taux de croissance 48h avant l'ovulation, et l'augmentation de l'échogénicité de la granulosa (l'épaississement de la paroi folliculaire) (Pierson et Ginther, 1985 ; Gastal et *al.*, 1998 ; Gastal et *al.*, 2006, Don et *al.*, 2007 et Juan, 2010).

Ginther, (1979b) et Pierson et Ginther (1985) ont signalé que lors du suivi échographique, les follicules ovariens sont généralement sphériques et donnent une succession d'images de forme circulaire. Toutefois, à mesure que le moment de l'ovulation approche, 85 % des follicules tendent à se déformer pour devenir ovoïdes ou piriformes et allonger vers la fosse ovulatoire, ceci explique la différence entre le diamètre horizontal et vertical des follicules préovulatoires chez les deux races étudiées.

Selon Lindeberg et *al.*, (1992) le diamètre vertical (41 mm) est inférieur au diamètre horizontal (47.5 mm), ce qui est en concordance avec nos résultats.

Nous avons constaté d'après les résultats mentionnés dans le tableau N°07, que les juments âgées de la race Barbe ont un diamètre vertical significativement inférieur aux juments de moins de 09 ans.

Résultats et discussion

Par ailleurs, la saison d'ovulation n'a pas d'effet sur le diamètre vertical des follicules préovulatoires chez les deux races étudiées.

En ce qui concerne le diamètre horizontal, les juments de la race Barbe de moins de 09 ans ont un diamètre hautement supérieur aux juments âgées entre 10 à 24ans.

En plus nous avons révélé que le diamètre horizontal en hiver est significativement inférieur au diamètre enregistré en printemps.

3.2.4. Le taux de croissance des follicules préovulatoires :

Les résultats de la présente étude ont montré que les différents facteurs étudiés (race, âge et saison) n'ont pas eu une influence sur le taux d'évolution du diamètre moyen des follicules dominants.

Par contre Gastal et *al.*, (2009) ont rapporté que les jeunes juments (05 à 07 ans) ont un taux de croissance folliculaire plus rapide que les juments âgées (≥ 15 ans). Cela pourrait être expliqué par la concentration supérieure de LH chez les jeunes juments (Davies et *al.*, 2010).

Des concentrations élevées de LH pendant la dernière partie de l'œstrus sont nécessaires pour une croissance continue du follicule dominant, ainsi que pour la signalisation et la préparation du follicule pour l'ovulation (Don et *al.*, 2007).

Nos données sont en concordance avec celles de Ivkov et *al.*, (1999) qui ont rapporté que le taux de progression du diamètre folliculaire est de 2,38 mm/jour.

Par contre Ginther et *al.*, (1989) ; Gastal et *al.*, (1997) ; Ginther et *al.*, (2004) ont trouvé un taux d'évolution de diamètre moyen des follicules dominants de 2,7 mm/jour supérieur à nos résultats. Ils ont aussi souligné un taux de croissance de 1,2 mm/jour chez la vache et de 1,8 mm/jour chez les femmes.

Par ailleurs Hohenhaus et Bostedt, (1992) ont noté un taux de croissance de diamètre des follicules dominants de 1,4 mm/jour inférieur à nos.

À la fin de la phase commune de croissance, un changement distinctif du taux de croissance commence, dans laquelle le follicule dominant se maintient, 06 à 07 jours avant l'ovulation (Pierson et Ginther, 1985). les autres follicules (follicules atresies) régressent (Ginther et *al.*, (2003) et Ginther et *al.*, (2004)). Chaque follicule dominant a une capacité pour la production d'œstradiol, devient sensible à la FSH et a une spécificité de répondre à la LH (Don et *al.*, 2007). Ginther, (1979b), (1983) a enregistré une croissance linéaire du follicule dès le 7eme jour avant l'ovulation (2,7 mm/jour) avec un diamètre moyen de follicule de 29,4 mm à 45,2 mm le jour d'ovulation.

Nous avons signalé une régression d'évolution du diamètre vertical et horizontal avant l'ovulation, le troisième jour chez les juments Barbe et le quatrième jour chez les juments Pur-Sang Arabe.

Résultats et discussion

Par contre Palmer et Driancourt (1980) et Hendriks, (2007) ont rapporté que 24-48 h avant l'ovulation, la croissance folliculaire s'arrête. Par ailleurs, Hohenhaus et Bostedt 1992 ont démontré qu'elle est ralentie.

Daels et Hugues, (1993a) ont signalé que les follicules préovulatoires atteignent un diamètre maximal 01 à 02 jours avant l'ovulation.

Le mécanisme impliqué dans la réduction de la croissance du follicule dominant avant l'ovulation pourrait expliquer par la concentration critique de LH (Ginther et *al.*, 2006) et la diminution de la concentration du FSH (Ginther et *al.*, 2008).

3.3. Analyse en composante principale :

Cette étude a consisté à suivre le diamètre horizontal et vertical des follicules préovulatoires pendant les chaleurs de poulinage par échographie dans le but d'améliorer le pronostic de l'ovulation chez la jument Pur-Sang Arabe et Barbe. Puisque nous avons trouvé une corrélation positive entre les variables (SURFACE, DIAM_H, DIAM_V, D_MOY_FOC) et (T_CROI_SURF, T_CROI_D_M, T_CROI_D_V et T_CROI_D_H), Ceci suggère l'existence d'une corrélation positive entre le diamètre vertical et horizontal et entre le taux de croissance de ces derniers. Parce que nous avons calculé la surface et le diamètre moyen des follicules à partir des mêmes données (diamètre horizontal et vertical) de même pour les variables (T_CROI_SURF et T_CROI_D_M).

En ce qui concerne, la variable DUREE qui est mal représentée sur le plan factoriel, semble dépendre des diamètres des follicules et de leurs taux de croissance.

Juan, 2010 a signalé que le taux de croissance folliculaire par jour durant l'œstrus et le diamètre du follicule préovulatoire sont les principaux facteurs responsables de longévité de l'œstrus.

A partir des résultats de l'ACP, nous n'avons pas noté l'effet de la race sur ces paramètres étudiées, nos résultats sont en concordance avec ceux de Davies et *al.* 2010, Pierson et Ginther, (1987) et Ginther, (1990) qui ont rapporté l'effet d'autres facteurs comme l'âge, la saison et l'alimentation.

3.4. Le paramètre hormonal :

La progestérone et les progestagènes sont indispensables au maintien de la gestation chez la jument. Une chute anormalement précoce de la concentration de la progestérone au cours de la gestation provoque des résorptions embryonnaires ou fœtales ou des avortements spontanés. (Omaïma et *al.*, 2010).

3.4.1. Le profil de la progestérone sérique chez les juments Pur-Sang Arabe, Barbe et Arabe-Barbe :

Le taux sérique de la progestérone de nos juments gestantes sont similaires à ceux enregistrés par Bono et *al.*, (1974) ; Smith (1974) ; Holtan et *al.*, (1975) et Lovell et *al.*, (1975).

Résultats et discussion

Le taux élevé de la progestéronémie durant le 2^{ème} et 3^{ème} mois de gestation dans notre étude, coïncide avec des niveaux élevés de eCG chez les juments gestantes d'après Nett, Holtan et Estergreen, (1975) ; Noden et *al.*, (1978) et Isabelle, (2003).

En effet, l'eCG stimule le développement des corps jaunes accessoires, sécrétant la progestérone ce qui participe au maintien de la gestation (Isabelle, 2003).

Nos résultats sont en concordance avec ceux de Blanchard, (2006) qui a rapporté une baisse progressive de la progestéronémie après le 90^{ème} jour de gestation. Cette chute coïncide avec la disparition des corps jaunes primaires et secondaires entre le 180^{ème} et le 200^{ème} jour de gestation, résultant apparemment de la disparition de l'eCG qui maintient ces corps jaunes (Blanchard, 2006).

Cependant, les observations de Stewart et Allen, (1981) concernant le fait que le corps jaune régresse souvent si le conceptus est enlevé après 40 jours, malgré la présence de, forte concentration d'eCG dans le sang.

Stewart et Allen, (1981) ont indiqué qu'un ou plusieurs facteurs d'origine fœtale autres que l'eCG sont impliqués dans le maintien de la fonction lutéale pendant la première moitié de la gestation.

Plusieurs auteurs ont rapporté que pendant la seconde moitié de la gestation chez la jument, le placenta est la seule source de progestérone qui est très métabolisable (Ainsworth et Ryan, 1969 et Peter, 2006).

A 180 jours de gestation, Holtan et *al.*, (1975) ont signalé que la progestéronémie est devenu très faible, tombant à des niveaux inférieurs à 2ng/ml. Elle devient indétectable à partir de 220 jours de gestation (Holtan et *al.*, 1991).

Noden, et *al.*, (1978) ont trouvé des niveaux de progestérone aussi élevé que 16.6 ng/ml à partir du 4^{ème} mois de gestation probablement à cause d'un antigène non spécifique. Il a une réaction croisée avec 5 α -prégnane-3,20-dione (50%) et 3 β -hydroxy-5 α -prégnane-20-one (40%).

3.4.2. L'effet de l'âge sur la progestéronémie :

En ce qui concerne, l'effet de l'âge sur la progestéronémie chez les juments Arabe-Barbe, un résultat similaire a été signalé par McKinnon et *al.*, (1993). Ils ont rapporté une insuffisance lutéale pendant la gestation pour les juments âgées de plus de 13ans.

3.4.3. Le profil de la progestérone sérique chez la jument ASSIA (BARBE) :

La mortalité embryonnaire précoce chez la jument Barbe ASSIA semble la cause de la diminution du niveau de la progestérone sérique (<01 ng/ml). Cette théorie est prouvée par Morgenthal et van Niekerk, (1991) et Volkmann et *al.*, (2009).

Résultats et discussion

Par ailleurs, Wilker, et *al.*, (1991) ; Mc Kinnon et Voss, (1993) et Vanderwall, (2008) ont signalé que la baisse précoce de la concentration de la progestérone au cours de la gestation provoque des résorptions embryonnaires ou fœtales ou des avortements spontanés.

Ce dysfonctionnement semble être en relation avec un déficit de vascularisation de l'ovaire (Blanchard, 2006). Il est à signaler aussi que la mortalité embryonnaire est probablement due à l'âge avancé de la jument ASSIA (17 ans) (McKinnon et *al.*, 1993 et Omaima et *al.*, 2010). Ils incriminent justement une insuffisance lutéale chez les juments âgées en plus des affections utérines.

Malgré que cette jument (ASSIA) ait présenté un diamètre moyen de follicule dominant de 39mm le 10^{ème} jour avant l'ovulation, nous avons enregistré une valeur de P4 sérique de 2,45 ng/ml, ça veut dire que la jument est en phase de di-œstrus (Thimonier, 2000).

On pourrait conclure que la progestérone n'inhibe pas complètement la folliculogénèse chez la jument (Irvine et Alexander, 1993).

48 h avant l'ovulation, nous avons noté une valeur de progestérone sérique de 0,32 ng/ml et un diamètre moyen du follicule dominant de 42mm.

07 jours après l'ovulation, le niveau de progestéronémie est élevé à une valeur de 9,14 ng/ml (phase de di-œstrus). Les mêmes résultats ont été signalés par Thimonier, (2000).

Conclusions et recommandations

Conclusion et recommandations :

Dans le monde de l'élevage équin, une poulinière, pour être économiquement rentable, devrait produire systématiquement un poulain viable chaque année. Pour atteindre cet objectif, elle a besoin d'être dans de bonnes conditions physiques, de présenter des cycles œstraux réguliers, d'être apte à concevoir pendant les 25 à 30 jours post-partum et de maintenir une gestation jusqu'à son terme.

À travers ce modeste travail qui s'est axé :

- Premièrement sur le suivi échographique de la dynamique folliculaire au cours des chaleurs de poulinage afin d'optimiser leur fertilité.
- Deuxièmement sur l'évaluation du profil de la progestérone sérique de la 05^{ème} à la 21^{ème} semaine de gestation chez les juments Pur-Sang Arabes, Barbes et Arabe-Barbe du haras national «Chaouchaoua» de Tiaret.

Nous avons pu établir les résultats suivants :

- le suivi folliculaire par l'échographe pouvait minimiser la fréquence des saillies et améliorer le pronostic de l'ovulation chez la jument en fonction de taille des follicules dominants dans une fourchette de temps qui reste à évaluer précisément.
- La baisse de la fertilité enregistrée est probablement due à la saison de poulinage, à l'âge des juments, à l'involution utérine retard et à la saillie avant le 10^{ème} jour post-partum.
- Nous avons exploré d'autres anomalies comme, le corps jaune persistant, l'inactivité folliculaire qui ont des répercussions sur la fertilité des chaleurs de poulinage chez les deux races étudiées.
- Le diagnostic échographique précoce de la gestation chez la jument est un moyen de détecter les anomalies de gestation et des mortalités embryonnaires. Ceci nous permet d'optimiser la fertilité.
- L'analyse de la variance montre qu'il n'y a pas une différence significative ($p > 0,05\%$) entre la durée (poulinage-première ovulation) des deux races à différente saison et âge des juments.
- nous avons trouvé un effet combinatoire hautement significatif de l'âge et de la race sur le diamètre et sur la surface des follicules dominants. Par contre, il n'y a pas d'effet de la saison sur ces derniers.
- Les résultats de la présente étude ont montré que les différents facteurs (race, âge et saison), n'ont pas eu une influence sur le taux d'évolution du diamètre moyen des follicules dominants.

Conclusions et recommandations

- En ce qui concerne le dosage de la progestérone sérique, nous avons enregistré une différence significative entre le profil des deux races étudiées de la 05^{ème} à la 21^{ème} semaine de gestation, avec une diminution progressive de la progestéronémie à partir de la 14^{ème} semaine. Ceci coïncide avec la chute de l'eCG.

De par ce constat, il devient indispensable de trouver les moyens d'amélioration de la productivité de notre cheptel équin. Cette amélioration va de pair avec la maîtrise de la reproduction surtout pendant les chaleurs de poulinage qui constitue la pièce maîtresse de l'efficacité économique de tout élevage, pour cela nous recommandons :

- ✓ La reprise de l'expérimentation avec un effectif plus important pour qu'elle soit plus significative.
- ✓ L'introduction des techniques de biotechnologie moderne de la reproduction comme échographie Doppler, l'insémination artificielle et la transplantation embryonnaire pour atteindre l'objectif d'un poulain de qualité par jument et par an.
- ✓ L'utilisation d'un analogue de synthèse de prostaglandine F2 α pour raccourcir l'intervalle entre la première et la seconde ovulation post-partum.
- ✓ Gestion des saillies chez les post-parturientes en fonction de l'état de l'involution utérine et du stade du cycle, par le suivi de l'échographe.
- ✓ Donner une importance à l'évaluation du taux de fertilité des étalons par un spermogramme avant et au cours de la saison de monte.
- ✓ Traitement photopériodique des juments un mois avant le poulinage.
- ✓ L'utilisant des techniques d'analyse plus spécifiques, y compris chromatographie en phase gazeuse et spectrométrie pour apprécier le profil des dérivés de la progestérone pendant la deuxième moitié de gestation.

Références bibliographiques

- Adams GP, Bosu WTK (1988)** Reproductive physiology of the nonpregnant mare: an Overview and update. *Vet.clin. North Am. Equin Pract. Philadelphia, Pa: W.B. Saunders* **4(2)**: 161,176.
- Ainsworth L, Ryan ICJ (1969)** Steroid hormone transformations by endocrine organs from pregnant mammals. III. Biosynthesis and metabolism of progesterone by the mare placenta in vitro. *Endocrinol* **84**:91-97.
- Albertini DF, Wickramasinghe D, Messinger S, Mattson BA, Plancha C E(1993)** Nuclear and cytoplasmic changes during oocyte maturation. In: *Preimplantation Embryo Development*. Ed: B.D. Bavister, New York: Sero Symposia-USA Series, Springer-Verlag, pp 3-21.
- Allen WR (1978)** *The veterinary record* **24**. 166-167.
- Allen WR (2000)** The Physiology of Early Pregnancy in the Mare, proceedings of the annual convention of the AAEP, 338 / Vol. 46.
- Allen WR (2005)** Maternal recognition and maintenance of pregnancy in the mare, *Anim. Reprod.*, v.2, n.4, p.209-223.
- Allen WR, Cooper M J (1975)** The use of synthetic analogues of prostaglandin for inducing luteolysis in mares. *Ann.Biol. Anim Bioch – Biophys.* **15**,461 – 469.
- Allen WR, Moor R M (1972)** The origin of the equine endometrial cups. I. Production of PMSG by fetal trophoblast cells. *J. Reprod. Fertil* **29** : 313-316.
- Alm H, Torner H, Neumman H, Tomek W, Wollznhaupt K, Kanitz W, Becker F(1998)** Ultrastructure, protein phosphorylation and mRNA status in horse oocytes matured in vivo and in vitro. *Journal of reproduction and fertility*, **56**(supplement), 473-482.
- Ambruosi B, Lacalandra GM, Iorga AI, DE Santis T, Mugnier S, Matarrese R, Goudet G, Dell'aquila ME(2009)** Cytoplasmic lipid droplets and mitochondrial distribution in equine oocytes: Implications on oocyte maturation, fertilization and developmental competence after ICSI. *Theriogenology* **71**, 1093-1104.
- Anne-Cécile Lefranc, Allen WR(2003)** Incidence and morphology of anovulatory haemorrhagic follicles in the mare. Department of Clinical Veterinary Medicine Equine Fertility Unit, University of Cambridge. *Pferdeheilkunde* **19**:6 (November/Dezember) 611-612.
- Armstrong DT, Grinwich DL (1972)** Blockade of spontaneous and LH-induced ovulation in rats by indomethacin, an inhibitor of prostaglandin synthesis. *Prostaglandins*. **1**: 21.
- Arthur AO, Noakes DE, Pearson H, Parkinson TJ (1996)** *Veterinary reproduction and obstetrics.*, 7th ed., Philadelphia : SAUNDERS 726p.
- Badi AM, O'Byriner T M, Cunningham E P (1981)** Analysis of reproductive performance in thoroughbred mares. *Irishvet, J.*(1): 1,4 –12.
- Bailey JV, Bristol FM (1983)** Uterine involution in the mare after induced parturition. *Am. J. Vet. Res.* **44** (5): 793-797.
- Balbuena G, Garzarón A, Cuervo-Arango J (2008)** The relationship between embryonic vesicle diameter and developmental stage and pregnancy rates. *Proc. Intern. Symp. Equine Embryo Transfer, Cambridge.* 88-90.
- Barone R(1978)** Anatomie comparée des mammifères domestiques, tome 3 : splanchnologie (fascicule 2 : appareil uro-génital, fœtus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale), Paris : Vigot, 879p.
- BARONE R(1990)** Anatomie comparée des mammifères domestiques, Tome quatrième Splanchnologie II. 2ème éd. Paris : Vigot ed, 951 p.
- Bergfelt DR, Pierson RA, Ginther D J (1989)** Resurgence of the primary corpus luteum during pregnancy in the mare *Animal reprod. Sci* –**21**(3/4): 261 – 270.
- Bergfelt DR, Adams GP (2007)**. Ovulation and corpus luteum development. In: SAMER JC, PYCOCK, MCKINNON AO. *Current Therapy in Equine Reproduction*. Philadelphia, WB Saunders, 1-13.

Références bibliographiques

- Bergfelt DR, Gastal EL, Ginther OJ (2001)** Response of estradiol and inhibin to experimentally reduced luteinizing hormone concentrations during follicle deviation in mares. *Biol. Reprod.* **65**: 426–32.
- Bergfelt DR, Ginther OJ, VMD (1996)** ovarian, uterine and embryo dynamics in horses versus ponies, *journal of equine veterinary science*, Volume 16, Number 2.
- Bernardeau P, Chavatte P, Clement F, Ecot P, Noue P, Plongere G, Vidament M, Vincent P, Lenormand A, Lagneaux D, Collobert C, Moussu C, Hofferer S, Clouet D'orval P, Chaffaux S (1998)** *Gestion de la Jument*. Paris : Institut du cheval ed, 289 p.
- Betsch JM(1995)** chaleurs de lait : Particularités physiologiques et pathologiques. *Clinique equine de Meheudin*, 61150.Ecouche.
- BEZARD J (1997)** Aspects of in vivo and in vitro fertilization of the equine oocyte. *Arq. Fac. Vet. UFRGS, Porto Alegre*, 25, n°1, (Supl.), 36-61.
- Bézar J, Goudet G, Duchamp G, Palmer E(1995)** Preovulatory maturation of ovarian follicles and oocytes in unstimulated and superovulated mares. In: *Equine Reproduction VI*. Sharp DC, Bazer FW (eds). Madison, WI: Society for the study of Reproduction. PP 261-271.
- Blanchard TL, Thompson JA, Brinsko SP, Stich K L, Wendt KM, Varner DD, Rigby SL (2004)** Mating mares on foal heat: a 5 year retrospective study. *Proc Am Assoc Equine Practitioners*;50:1496–504.
- Blanchard TL, Varner DD, Brinsko S P, Quirk K, Rugila JN, Boehnke L (1991)** Effects of ecobolic agents on measurements of uterine involution in the mare. *Theriogenology* **36**:559-571.
- Blanchard TL, Varner DD, Scumacher J, Love C C, Brinsko S P, Rigby SL (2003)** *Manuel of equine reproduction (second edition)* Mosby, St.Louis p.249.
- Blanchard TL, Vorner DD, Schumacher J (1998)** *Manual of Equine Reproduction*. 4th ed. Mosby: Lea et Febiger, 785p.
- Bleach EC, Glencross RG, Knight PG(2004)** Association between ovarian follicle development and pregnancy rates in dairy cows undergoing spontaneous oestrous cycles. *Reproduction*, 127, 621-629.
- Bono G, Bratto G, Tamanini C (1974)** La concentrazione plasmática degli estrogeni e del progesterone nella cavalla durante la gravidanza. *Atti Soc. It. Sci. Vet.* **28** :345-351.
- Bouabdellah B, Samia M (2011)** Ultrasonic Measurement of Follicle's Diameter and Bacteriological Examination During Foal Heat in Arabian Mares. *Middle-East Journal of Scientific Research* 8 (1): 46-51.
- Bouakkaz A (2008)** Etude des Facteurs d'amélioration de la Fertilité et de la Fécondité chez la Jument en Algérie en utilisant les Biotechnologies de la Reproduction « Echographie et Hormonothérapie », universite d'oran (senia) faculte des sciences. Thèse Doc. Page 170.
- Bouchier A, (2006)** Analyses multivariés. INRA formation permanente.
- Briant C(1999)** Maîtrise de l'activité ovarienne chez la jument, *Actualités en reproduction équine* 335.
- Briant C, Schneider J, Guillaume D, Ottogalli M, Duchamp G, Bruneau B, Caraty A(2006)** Kisspeptin induces ovulation in cycling Welsh pony mares. *Animal Reproduction Science* **94**:217–219.
- Burkhardt J(1947)** Transition from anoestrus in the mare and the effect of artificial lighting. *J. Agric. Sci. Camb.* **37**:64-68.
- Burkhardt J(1948)** Some clinical problems of horse breeding. *Vet. Rec.* 60: 243-8.
- Caldas M C S, Oliveria F, Rosa E, Silva A A M (1994)** Chorobiological characterization of the first estrous cycle in Brasileiro de Hipismo mares during the postpartum period. *Theriogenology* **42**:803–13.
- Camillo F, Cela M, Vannozi I, Romagnoli S, Aria G (1997b)** Use of early pregnant mares as embryo recipients. *Equine Vet. J., Suppl.* **25** :77-79.
- Camillo F, Marmorini P, Romagnoli S, Vannozi, Bagliacca M (1997)** Fertility at the first postpartum estrus compared with fertility at the following estrous cycles in foaling mares and with fertility in non-foaling mares. *J Equine Vet Sci* **17**:612–6.

Références bibliographiques

- Carnevale EM, Bergfelt DR, Ginther OJ (1993)** Aging effects on follicular activity and concentrations of FSH, LH and progesterone in mares. *Anim Reprod Sci* **31**:287–99.
- Carnevale EM, Uson M, Bozzola JJ, King SS, Scmitt SJ, Gates HD (1999)** Comparison of oocytes from young and old mares with light microscopy. *Theriogenology* **51**:229.
- Cécile, MAP(2006)** induction et synchronisation de l'œstrus chez la jument, école nationale vétérinaire d'alfort, Thèse Doctorat, page 86.
- Christine A (2011)** Reproductive cycles of horses, *Animal Reproduction Science* **124**:220–228.
- Clegg MTJM, Boda, Cole HH (1954)** The endometrial cups and allantochorionic pouches in the mare with emphasis on the source of equine gonadotropin. *Endocrinol.* 448-463.
- Clement F (1997)** Gestion de la jument, guide pratique. Institut de cheval, paris–harass natiniaux Ministère de l'agriculture, de la pêche et de l'alimentation.
- Cole HH, Hart GH (1930)** The potency of blood serum of mares in progressive stages of pregnancy in effecting the sexual maturity of the immature rat. *Am. J. Physiology*, **93**: 57-68.
- Coulam CB, Hill LM, Breckle R(1982)** Ultrasonic evidence for luteinization of unruptured preovulatory follicles. *Fertil. Steril.* 37: 524-9.
- Cox JE(1975)** Oestrone and equilin in the plasma of the pregnant mare. *J Reprod Fertil Suppl*, 23:463-468.
- Crozet N, Kanka J, Motlik J, Fulka J (1986)** Nucleolar fine structure and RNA synthesis in bovine oocytes from antral follicles. *Gamete research*, 14:65-73.
- Crozet N, Motlik J, Szollosi D (1981)** Nucleolar fine structure and RNA synthesis in porcine oocytes during the early stages of antrum formation. *Biologie cellulaire*, **41**: 35 42.
- Cuervo-Arango J(2007)** Personal observation
- Cuervo-Arango J, Clark A,(2009)** The first ovulation of the breeding season in the mare: The effect of progesterone priming on pregnancy rate and breeding management (hCG response rate and number of services per cycle and mare). *Anim. Reprod. Sci.* In Press. doi:10.1016/j.
- Cuervo-Arango J, Newcombe JR(2009)** The effect of cloprostenol on the incidence of multiple ovulation and haemorrhagic anovulatory follicles in two mares: a case report. *J. Equine Vet. Sci.* 29: 533-9.
- Daels PF, Hughes JP (1993a)** The normal estrous cycle. In: 'Equine Reproduction', McKinnon AO & Voss JL, Eds, Lea and Febiger, Publ., Philadelphia, Pennsylvania. 121-132.
- Daels PF, Hughes JP (1993b)** The abnormal estrous cycle. In : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia: Williams and Wilkins, 144-160
- Davies M, Mina CG, Newcombe JR, Hayward K (2010)** Factors affecting pre-ovulatory follicle diameter in the mare: the effect of mare age, season and presence of other ovulatory follicles (multiple ovulation), *Theriogenology* **74**:1241–1247
- Davies M, Mina CG, Newcombe JR, Swindlehurst JC (2005)** The effect of age on multiple ovulation rates, multiple pregnancy rates and embryonic vesicle diameter in the mare. *Theriogenology* **63**:2482–93.
- Del campo MR, Donoso MX, Parrish JJ, Ghinter OJ (1990)** In vitro fertilization of in vitro matured equine oocytes. *Equine Vet. Sci.***10**:18-22.
- Don R. Bergfelt, Gregg P, Adams (2007)** ovulation and corpus luteum development, current therapy in equine reproduction.
- Donadeu FX, Ginther OJ (2000)** Effects of follicle number and diameter on the secretion of inhibin and the suppression of follicle stimulating hormone in mares. *Biol. Reprod.* Submitted.
- Donadeu FX, Ginther OJ (2001)** Effect of number and diameter of follicles on plasma concentrations of inhibin and FSH in mares. *Reproduction* **121**: 897–903.
- Driancourt MA, Gougeon A, Monniaux D, Royere D, Thibaultc(2001)** Folliculogénèse et ovulation. In : THIBAUT C, LEVASSEUR MC. *La reproduction chez les mammifères et l'homme*. Paris, Ellipses, 316-347.
- Driancourt MA, Gougeon A, Royère D, Thibault C (1991)** La fonction ovarienne. In : *La reproduction chez les mammifères et l'homme* (Thibault C and Levasseur MC, Coord., Ellipses-INRA, Publ., Paris, France). PP 273-298.

Références bibliographiques

- Driancourt MA, Palmer E (1982)** Seasonal and individual effects on ovarian and endocrine responses of mares to a synchronization treatment with progestagen-impregnated vaginal sponges. *Journal of Reproduction and Fertility Suppl.* **32**:283-291.
- Driancourt MA, Paris A, Roux C, Mariana J-C, Palmer E (1982)** Ovarian follicular populations in pony and saddle-type mares. *Reprod. Nutr. Dev.* **22**, 1035-1047.
- Duby C, Robin S (2006)** Analyse en Composantes Principales. Institut National Agronomique Paris – Grignon.
- Edmondson AJ, Fissor RA, Pashen RL, Coll (1986)** the use of ultrasonography for study of the bovine reproduction tract. I: Normal and pathological ovarian structures. *Anim. Rprod.Sci.* **12**:157-126.
- Elvire V (2006)** intérêt de l'échographie doppler pour le pronostic de l'ovulation chez la jument. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort, Thèse DOC, page 282.
- Emmeline, MAW (2010)** étude comparative de l'ovulation chez les mammifères, école nationale vétérinaire d'Alfort, thèse DOC. Page 103.
- Enders AC, Liu IKM, Bowers J, Lantz KC, Schlafke S, Suarez S (1987)** The ovulated ovum of the horse: cytology of non-fertilized ova to pronuclear stage ova. *Biology of reproduction*, **37**:453-466.
- Erickson BH, (1966)** Development and senescence of the postnatal bovine ovary. *Journal of Animal Science*, **25**:800-805.
- Escreet RM (1988)** a study of the puerperium and foal heat of pony mares. These M.V.M., Glasgow University.
- Evans E (2003)** Characteristics of ovarian follicle development in domestic animals. *Reproduction in Domestic Animals*, **38**, 240–246.
- Evans MJ, Irvine CHG (1975)** Serum concentrations of FSH, LH and progesterone during the oestrous cycle and early pregnancy in the mare. *J. Reprod. Fert., Suppl.* **23**., pp. 193-200.
- Falissard B, (1998)** Comprendre et utiliser les statistiques dans les sciences de vie. Collection évaluation et statistique. Masson (éd) Paris.
- FAO Food Agricultural Organization, (2010)** <http://faostat.fao.org/site/573/DesktopDefault.aspx?PageID=573#ancor> (accessed 20.03.13).
- Fay JE, Douglas RH (1987)** Changes in thecal and granulosa cell LH and FSH receptor content associated with follicular fluid and peripheral plasma gonadotrophin and steroid hormone concentrations in preovulatory follicles of mares. *J. Reprod. Fert, Suppl.* **35**:169-181.
- Ferreira-Dias G, Mateus L, Costa AS, Sola S, Ramalho RM, Castro, RE, Rodrigues CMP (2007)** Progesterone and caspase-3 activation in equine cyclic corpora lutea. *Reprod. Dom. Anim.* **42**, 380–386.
- Fieni F, Tainturier D, Bruas JF, Battu I (1995)** physiologie de l'activité ovarienne cyclique chez la vache. *bulletin des GTV*, **4B**.-512-pp.35-49.
- Fowden AL, Taylor PM, White KL, Forhead AJ (2000)** Ontogenic and nutritionally induced changes in fetal metabolism in the horse. *J Physiol Lond* **528**:209-219.
- Freedman LJ, Garcia MC, Ginther OJ (1979)** Influence of photoperiod and ovaries on Seasonal reproductive activity in mares. *Biol. Reprod.* **20**(3): 567, 574.
- Fricke PM (2002)** Scanning the future-Ultrasonography as a reproduction management tool for dairy cattle. *Dairy Sci.* **85**:1918-1926.
- Fukaya T (1995)** Human folliculogenesis and local regulation. *Nippon Sanka Fujinka Gakkai Zasshi*, **47**(8) : 726-737.
- Gabillot F (1993)** Alimentation et pathologie chez la poulinière. Thèse Méd.Vét., Lyon, n°15, 91 p.
- Gary CWE (2005)** Fertility and Obstetrics in the Horse. (Third Edition). Page 283.
- Gastal EL, Gastal MO, Ginther OJ (1998)** The suitability of echotexture characteristics of the follicular wall for identifying the optimal breeding day in mares. *Theriogenology.* **50**:1025-1038.

Références bibliographiques

- Gastal EL(2009)** Recent advances and new concepts on follicle and endocrine dynamics during the equine periovulatory period, *Anim. Reprod.*, v.6, n.1, p.144-158, Jan./Mar. **Gastal EL, Gastal MO, Bergfelt DR, Ginther OJ (1997)** Role of diameter differences among follicles in selection of a future dominant follicle in mares. *Biol Reprod*; 57:1320-7.
- Gastal EL, Gastal MO, Ginther OJ(1998)** The suitability of echotexture characteristics of the follicular wall for identifying the optimal breeding day in mares. *Theriogenology* **50**:1025-1038.
- Gastal EL, Gastal MO, Ginther OJ(2006)** Relationships of changes in B-mode echotexture and colour-Doppler signals in the wall of the preovulatory follicle to changes in systemic oestradiol concentrations and the effects of human chorionic gonadotrophin in mares. *Reproduction*;131:699–709.
- Gastal EL, Silva LA, Gastal MO, Evans MJ (2006a)** Effect of different doses of hCG on the diameter of the preovulatory follicle and interval to ovulation in mares. *Anim. Reprod. Sci.* 94: 186-90.
- Gaudry R, Glen WL (1959)** Sur la fraction steroïde de l'urine de la jument gravide. *Étude Belge Suppl*, 2:435-440.
- Gerard N, Duchamp G, Goudet G, Bezaud J, Magistrini M, Palmer E (1998)** A high-molecular-weight preovulatory stage-related protein in equine follicular fluid and granulosa cells. *Biol Reprod*, **58**: 551-557.
- Gérard N, Monget P (1998)** Intrafollicular insulin-like growth factor-binding protein levels in equine ovarian follicles during preovulatory maturation and regression. *Biol. Reprod.* 58, 1508-1514.
- Ginther OJ(1979a)** Reproductivite biology of mare. Mc Naughton and Gunn, Inc. Ann Arbor. MI, PP 371-376
- Ginther OJ (1979b)** Reproductive Biology of the Mare . Basic and applied aspects. Equiservices, Cross Plains, Wisconsin, USA. 1-11 and 133-154 pp.
- Ginther OJ (1983)** Sexual behaviour following introduction of stallion into a group of mares. *Theriogenol.* **19**: 877-886.
- Ginther OJ (1984)** Intrauterine movement of the early conceptus in barren and postpartum mares. *Theriogenology* **21 (4)** : 633-644.
- Ginther OJ(1986)** Ultrasonic imaging and reproductive events in the mare. 2nd ed. Cross Plains, Wisconsin : Equiservices, 378p.
- Ginther OJ (1990)** Folliculogenesis during the transitional period and early ovulatory season in mares. *J. Reprod. Fert.* 90: 311-20.
- Ginther OJ(1992)** Reproductive biology of the mare: basic and applied aspects. 2nd ed. Cross Plains, Wisconsin : Equiservices, 642p.
- Ginther OJ (1992a)** Endocrinology of the ovulatory season. In *Reproductive biology of the mare: basic and applied aspects* pp 233-290. Ed. Library of Congress Catalog Cross Plains Equiservices.
- Ginther OJ(1992c)** Characteristics of the ovulatory season. In: *Reproductive biology of the mare, basic and applied aspects*. Second edition. Equiservices, Cross Plains, Wisconsin. PP 173-22.
- Ginther OJ(1995)** Ultrasonic imaging and animal reproduction. Book 2. Horses. Cross Plains, WI: Equiservices, Publishing.
- Ginther OJ (1998)** Equine pregnancy: Physical Interactions Between the Uterus and Conceptus. *Proc. 44th Ann. Conv. Amer. Assoc. Equine Pract.* 73-104.
- Ginther OJ (2000)** Selection of the dominant follicle in cattle and horses. *Anim. Reprod. Sci.* **60**: 61-79.
- Ginther OJ, Alamun M, Shahiduzzaman AKM, Beg MA (2010)** Disruption of the periovulatory LH surge by a transient increase in circulating 17-estradiol at the time of ovulation in mares. *Anim.Reprod. Sci.* **117**:178–182.

Références bibliographiques

- Ginther OJ, Araujo RR, Palhao MP, Rodrigues BL, Beg MA (2009a)** Necessity of sequential pulses of prostaglandin F2alpha for complete physiologic luteolysis in cattle. *Biol. Reprod.* **80**, 641–648.
- Ginther OJ, Beg MA, Donadeu FX, Bergfelt DR (2003)** Mechanisms of follicular deviation in monovular farm species. *Anim. Reprod. Sci.* **78**: 239-57.
- Ginther OJ, Beg MA, Gastal EL, Gastal MO, Cooper DA (2009c)** Treatment with human chorionic gonadotrophin (hCG) for ovulation induction is associated with an immediate 17 β -estradiol decrease and a more rapid LH increase in mares. *Anim. Reprod. Sci.* **114**: 311-7.
- Ginther OJ, Beg MA, Gastal MO, Gastal EL (2004)** Follicle dynamics and selection in mares. *Anim Reprod*; **1**:45-63.
- Ginther OJ, Bergfelt DR (1988)** Embryo reduction before day 11 in mares with twin conceptuses. *J. Anim. Sci.* **66**: 1727-31.
- Ginther OJ, Douglas RH, Lawrence JR (1982)** Twinning in mares: A survey of veterinarians and analyses of theriogenology records. *Theriogenology* **18**: 333-47.
- Ginther OJ, Gastal EJ, Gastal MO, Beg MA (2005)** Regulation of circulating gonadotropins by the negative effects of ovarian hormones in mares. *Biol. Reprod.* **73**:315–323.
- Ginther OJ, Gastal EJ, Gastal MO, Utt MD, Beg MA (2007a)** Luteal blood flow and progesterone production in mares. *Anim. Reprod. Sci.* **99**:213–220.
- Ginther OJ, Gastal EL, Gastal MO, Bergfelt DR, Baerwald AR, Pierson RA(2004)** Comparative study of the dynamics of follicular waves in mares and women. *Biol Reprod*, **71**:1195-1201.
- Ginther OJ, Gastal EL, Gastal MO, Jacob JC, Beg MA (2008b)** Induction of haemorrhagic anovulatory follicles in mares. *Reprod. Fertil. Dev.* **20**: 947-54.
- Ginther OJ, Gastal EL, Rodrigues BL, Gastal MO, Beg MA(2008d)** Follicle diameters and hormone concentrations in the development of single versus double ovulations in mares. *Theriogenology* **69**:583–590.
- Ginther OJ, Jacob JC, Gastal MO, Gastal El, Beg MA (2008a)** Follicle and systemic hormone interrelationships during spontaneous and ablation-induced ovulatory waves in mares. *Anim. Reprod. Sci.* **106**: 181-7.
- Ginther OJ, Kastelic JP, Knopf L (1989)** Composition and characteristics of follicular waves during the bovine estrous cycle. *Anim Reprod Sci*, **20**:187-200.
- Ginther OJ, Pierson RA (1984a)** Ultrasonic anatomy of equine ovaries. *Theriogenology* **21**: 471-83.
- Ginther OJ, Pierson RA(1984b)** Ultrasonic evaluation of the reproductive tract of the mare: Ovaries. *J. Equine Vet. Sci.* **4**: 11-6.
- Ginther OJ, Pierson RA (1989)** Regular and irregular characteristics of ovulation and the interovulatory interval in mares. *J. Equine Vet. Sci.* **9**: 4-12.
- Ginther OJ, Rodrigues BL, Ferreira JC, Araujo RR, Beg MA (2008c)** Characterisation of pulses of 13,14-dihydro-15-keto-PGF2alpha (PGFM) and relationships between PGFM pulses and luteal blood flow before, during, and after luteolysis in mares. *Reprod. Fertil. Dev.* **20**:684–693.
- Ginther OJ, Rodriguez MB, Beg MA (2011)** Concentrations of circulating hormones during the interval between pulses of a PGF2 metabolite in mares and heifers. *Animal Reproduction Science***128**:22 –28.
- Ginther OJ, Shrestha HK, Fuenzalida MJ, Shahiduzzaman AK, Hannan MA, Beg MA (2010c)** Intrapulse temporality between pulses of a metabolite of prostaglandin F2 α and circulating concentrations of progesterone before, during, and after spontaneous luteolysis in heifers. *Theriogenology* **74**:1179–1186.
- Ginther OJ, Siddiqui MA, Beg MA (2009c)** Progesterone responses to intravenous and intrauterine infusions of prostaglandin F2alpha in mares. *Reprod. Fertil. Dev.* **21**:688–695.
- Ginther OJ, Silva LA, Araujo RR, Beg MA (2007b)** Temporal associations among pulses of 13, 14-dihydro-15-keto-PGF2alpha, luteal blood flow, and luteolysis in cattle. *Biol. Reprod.*

Références bibliographiques

76:506–513.

Ginther OJ, Beg MA (2009) Concentrations of circulating hormones normalized to pulses of a prostaglandin F2alpha metabolite during spontaneous luteolysis in mares. *Theriogenology*, **72**:1111–1119.

Ginther OJ, Whitmore HL, Squires EL (1972) characteristics of estrus, dioestrus, and ovulation in mares and effet of season and nursing. *Am. J. vet. Res*, **33**(10), 1935-1939.

Gore-Langton RE, Armstrong DT (1994) Follicular steroidogenesis and its control. In *The physiology of reproduction*. Second edition. Knobil E & Neill JD (eds). Raven Press, Ltd. New-York. PP 571-327.

Goudet G, Belin F, Bézard J, Gérard N (1999) Intrafollicular content of luteinizing hormone receptor, a inhibin, and aromatase in relation to follicular growth,estrous cycle stage, and oocyte competence for in vitro maturation in the mare. *Biol. Reprod.*, **60**:1120-1127.

Goudet G, Belin F, Mlodawska W, Bézard J (2000) Influence of epidermal growth factor on in vitro maturation of equine oocytes. *Journal of Reproduction and Fertility Supplement*, **56**: 483-492.

Gougeon A(1996) Regulation of ovarian follicular development in primates: facts and hypotheses. *Endocrine Reviews* **17**:121-155.

Greenhoff GR, Kenney RM (1975) Evaluation of reproductive status of non-pregnant mares. *J.A.V.M.A.* **167**, 6, 449-458.

Griffin PG, Ginther OJ (1991) Uterine morphology and function in postpartum mares. *Equine Vet Sci*; **11**:330-9.

Grinwich DL, Kennedy TG, Armstrong DT (1972) Dissociation of ovulatory and steroidogenic actions of luteinising hormone in rabbits with indomethacin, an inhibitor of prostaglandin biosynthesis. *Prostaglandins* **1**: 89.

Gröndahl C, Hyttel P, Grondahl ML, Eriksen T, Gotfredsen P, Greve T (1995a) Structural and endocrine aspects of equine oocyte maturation in vivo. *Molecular Reproduction Development* **42**:94-105.

Guillaume D(1992) Photopériodisme et sexualité des équidés. *Rec. Méd. Vét.* **168**, 887-895.

Gygax AP, Ganjan VK, Kenny RM (1979) Clinical, Microbiological and histological changes associated with uterine involution in the mare. *J Rreporf fert, suppl.***27**:571 – 578.

Hafez ESE, Hafez B (2000) Horses. In: *Reproduction in Farm Animals* (Ed. E. S. E. Hafez, B. Hafez, Lippincott Williams and Wilkins). 7th ed. Philadelphia. pp. 192-217.

Haluska GJ, Lowe JE, Currie WB (1987) Electromygraphic properties of the myometrium ccorrelated with the endocrinology of the pre-partum and post-partum periods and parturition in pony mares. *J. report fert.* N°35, supplement, 553-564.

Handler J, Schönlieb S, Hoppen HO, Aurich C (2007) Influence of reproductive stage at PRID insertion on synchronization of estrus and ovulation in mares. *Anim. Reprod. Sci.* **97**: 382-93.

Heidler B, Aurich JE, Pohl W, Aurich C (2004) Body weight of mares and foals, estrous cycles and plasma glucose concentration in lactating and non-lactating Lipizzaner mares. *Theriogenology* **61**:883–893.

Hendriks WK (2007) Predicting equine ovulation using colour Doppler ultrasonography, *Scientific Proceedings Equine Programme*.

Henneke DR, Potter GD, Kreider JL (1984) Body condition during pregnancy and lactation and reproductive efficiency of mares. *Theriogenology*, **21**:897-909.

Henneke DR, Potter GD, Kreider JL, Yeates BF (1983) Relationship between score, physical measurements and body fat percentage in mares. *Equine Vet J* **15**:317–372.

Henry M, Coryn M, Vandeplassche M (1982) Multiple ovulation in the mare. *Zbl. Vet. Med. A.* **29**: 170-84.

Hines KK, Hodge SL, Kreider JL, Potter GD, Harms PG (1987) Relationship between body condition and levels of serum luteinizing hormone in postpartum mares. *Theriogenology* **28**:815-825.

Références bibliographiques

- Hohenhaus MU, Bostedt H (1992)** Criteria for evaluating, clinically and sonographically, the development of follicles up to single or double ovulation intra oestrus in the mare. 12th International Congress on Animal Reproduction The Hague, The Netherlands, August 23rd -27th, 138-140.
- Holtan DW, Houghton E, Silver M, Fowden A, Ousey J, Rosedale PD (1991)** Plasma progesterone in the mare, fetus and newborn foal. *J Reprod Fertil (Suppl. 44)*:517-528.
- Holtan DW, Nett TM, Estergreen VL (1975)** Plasma progesterone in pregnant, postpartum and cycling mares. *J Anim Sci* 40:251.
- Hughes JP, Couto MA, Stabenfeldt GH (1985)** Luteal phase ovulations: What are the options? *Proc. Ann. Meet. Soc. Therio.* 123-5.
- Hughes JP, Stabenfeldt GH, Evans JW (1972)** Clinical and endocrine aspects of the estrous cycle of the mare. Proceedings of the eighteenth annual convention of the American Association of Equine Practitioners 119-148.
- Hughes JP, Stabenfeldt GH, Ewans JW (1977)** The oestrus cycle of the mare and its uterine control. *Australian veterinary journal*, 53: 415-419.
- Hughes JP, Stabenfeldt GH, Ewans JW (1989)** Clinical and endocrine aspect of the estrus cycle in the mare. *Proceeding American Association Equine Practitioner*, San Francisco, 119-151.
- Hughes JP, Stabenfeldt GH, Evans JW (1975)** The oestrus cycle of the mare. *Journal of reproduction and fertility*, sup 23: 161-166.
- Imakawa K, DAY ML, ZALESKY DD, Garcia-Winder M, KITTOCK RJ, KINDER JE (1986)** Influence of dietary-induced weight changes on serum luteinizing hormone, estrogen and progesterone in the bovine female. *Biol. Reprod.* 35:377.
- Irvine CHG (1998)** Gonadotrophin profiles and dioestrus pulsatile release patterns in mares as determined by collection of jugular blood at four hours intervals throughout an oestrous cycle. *J. Reprod. Fert.* 113: 315-322.
- Irvine CHG, Alexander SL (1994)** The dynamics of gonadotrophin-releasing hormone, LH and FSH secretion during the spontaneous ovulatory surge of the mare as revealed by intensive sampling of pituitary venous blood. *Journal of Endocrinology* 140:283-295.
- Irvine CHG, Evans MJ (1978)** F.S.H. follicle stimulating hormone and LH luteinizing hormone concentrations preceding postpartum ovulation in the mare. *N-Z. Vet. J.* 26(12): 310-311
- Isabelle CP (2003)** les hybrides interspécifiques chez les équidés, école nationale vétérinaire d'Alfort, these doc. Page 144.
- Isabelle G (2002)** transfert dans l'oviducte d'ovocytes préovulatoires équins : effet du délai entre l'induction de l'ovulation et la collecte de l'ovocyte thes, Doc, Ecole Nationale Veterinaire D'alfort (France) page : 102.
- Ivkov V (1999)** the use of ultrasonography in the control of mares fertility, m.sc. thesis, page 58, university of novi sad, yugoslavia.
- Ivkov V, Ivan~ev N, Veselinovi S, Gruba~ S, Sne`ana V, Dovenski T, Mickovski G, Kocoski L, Popovski K (1999)** Ultrasonic measurement of follicle's diameter in estrus of mares. proceedings of the meeting: "7th Conference for Ovine and Caprine Production and 5th Symposium on Animal Reproduction", September, 8th - 11th, Ohrid, Macedonia.
- Jacob JC, Gastal EL, Gastal MO, Carvalho GR, Beg MA, Ginther OJ (2009)** Temporal relationships and repeatability of follicle diameters and hormone concentrations within individuals in mares. *Reprod. Domest. Anim.* 44: 92-9.
- Jaiswal RS, Singh J, Marshall L, Adams GP (2009)** Repeatability of 2-wave and 3-wave patterns of ovarian follicular development during the bovine estrous cycle. *Theriogenology*, 72, 81-90.
- Jason E, Bruemmer, Heidi A, Brady, Terry L. Blanchard (2002)** Uterine involution, day and variance of first postpartum ovulation in mares treated with progesterone and estradiol-17b for 1 or 2 days postpartum, *Theriogenology* 57: 989±995.

Références bibliographiques

- Jeanine Griffin 1, Benjamin R Emery, Ivan Huang, C Matthew Peterson, Douglas T Carrell (2006)** Comparative analysis of follicle morphology and oocyte diameter in four mammalian species (mouse, hamster, pig, and human), *Journal of Experimental & Clinical Assisted Reproduction*, 3:2 doi: **10.1186/1743-1050-3-2**.
- Jordi MIR, Fernando M, Jesús P, Armando QM (2004)** prediction of the day of ovulation in mares through physiological parameters measured during estrous, *revista científica, fcv-luz / vol. xiv, n° 1*, 54-58.
- Juan C (2010)** The effect of cloprostenol on follicular development, ovulation, anovulation and pregnancy rate in the mare, Academic Dissertation, University of Helsinki, Faculty of Veterinary Medicine.
- Juan C, Samper, Jonathan F, Pycock, Angus O, McKinnon (2007)** Current Therapy In Equine Reproduction, P 494.
- Kalirajan R, Rajasundaram RC (2008)** Incidence of endometritis in relation to age and Caslick index in mares. *Indian Vet J* **85**:893–4.
- Katila T (2003)** Effects of hormone treatment, season, age and type of mares on ovulation, twinning and pregnancy rates of mares inseminated with fresh and frozen semen. *Pferdeheilkunde* 19: 619-24.
- Katilla T, Koskinen E, Oijala M, Parviainen P (1988)** Evaluation of the post-partum mare in relation to foal heat breeding. II. Uterus swabbing and biopsies. *J. Vet. Med. A* **35**: 331–339.
- Killick S, Elsein M (1987)** Pharmacologic production of luteinized unruptured follicles by prostaglandin synthetase inhibitors. *Fertil. Steril.* **47**: 773-7.
- Klein DC(1985)** Photoneural regulation of the Mammalian pineal gland. *Photoperiodism melatonin and the pineal*. London. Ciba. Foundation. symposium,117, 38-56.
- Knudsen O, Weiert V (1961)** Ovarian oestrogen levels in the non-pregnant mare: relationship to histological appearance of the uterus and to clinical status. *J. Reprod. Fertil.***2**: 130-7.
- Koskinen E (1991)** Postpartumovarian activity in Finnhorsemares with special reference to seasonal effects. *Acta Vet Scand*, **32**:313–8.
- Koskinen E, Kuntsi H, Lindeberg H, Katila T (1989)** Predicting ovulation in the mare on the basis of follicular growth and serum oestrone sulphate and progesterone levels. *Zentralbl Veterinärmed A.* **36**: 299-304.
- Krakowski L, Krawczyk CH, Wrona Z, Roman B, Jarosz L (2010)** Levels of selected T lymphocyte subpopulations in peripheral blood of mares which experienced early embryonic death. *Animal Reproduction Sci*, **120**: 71-77.
- Lenz TR (1986)** One practitioner's approach to foal heat breeding. *Proc. Ann. Meeting, Sec. for Theriogenology, Rochester, NY*, pp.111-119.
- Lindeberg H, Kuntsi-Vaattovaara H, Katila T (1992)** Predicting ovulation in the mare 12th International Congress on Animal Reproduction The Hague, The Netherland, 144-146.
- Lovell JD, Stabenfeldt GH, Hughes JP, Evans JW (1975)** Endocrine pattern of the mare at term. *J. Reprod. Feri. Suppl.* **23**, 449-456.
- Loy RG (1980)** Characteristics of post-partum reproduction in mares. *Vet. Clin. North Am. (Large Animal Pract.)* **2**: 345-359.
- Lrvine CHG, Sutton P, Turner JE, Mennick PE (1990)** Changes in plasma progesterone concentrations from days 17 to 42 of gestation in mares maintaining or losing pregnancy. *Equine Veto J.* **22** (2): 104-106.
- MAI W (1994)** L'échographie en médecine vétérinaire canine et féline :bases physiques et applications. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité Pédagogique de Radiologie. 97p.
- Malschitzky E (1998)** Efeito de diferentes tratamentos po ´s-cobertura na fertilidade de e ´guas Puro Sangue de Corrida. MS Thesis. Porto Alegre, Brazil: Federal University of Rio Grande do Sul.

Références bibliographiques

- Malschitzky E, Schilela A, Meirelles LS, Mattos ALG, Gregory RM, Mattos RC (2001)** Artificial photoperiod in pregnant mares and its effect on pregnancy length and postpartum reproductive performance. *Pferdeheilkunde*.17:565–569.
- Mathilde L (2003)** Facteurs influençant les résultats de la fécondité en élevage équin. Ecole nationale vétérinaire de Lyon. Thèse de doc page. 147.
- Matsui M, Takatsu Y, Kumano Y, Kumano S, Matsumoto H(2004)** Peripheral administration of metastin induces marked gonadotropin release and ovulation in the rat. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 320: 383–388.
- Mattos RC (1989)** The puerperium in the mare. Palestras, VIII Congresso Brasileiro de reproducao Animal, Beo Horizonte, Brazil, 10+14 July 1989.
- Mc KINNON AO, VOSS JL (1993)** Equine reproduction. Philadelphia : Lea and Febiger, 1100p.
- McCue PR, Squires EL(2002)** Persistent anovulatory follicles in the mare. *Theriogenology* 58: 541-3.
- McKinnon AO, Nobelius AM, Figueroa ST, Del M, Skidmore J, Vasey JR, Trigg TE (1993)** Predictable ovulation in mares treated with an implant of the GnRH analogue deslorelin. *Equine Vet J*. 25:321-323.
- McKinnon AO, Squires EL, Harrison LA, Blach EL, Shideler RK(1988)** Ultrasonographic studies on the reproductive tract of mares after parturition: effect of involution and uterine fluid on pregnancy rates in mares with normal and delayed first postpartum ovulatory cycles. *J Am Vet Med Assoc*. 192:350–3.
- Mehmet CG, Guven K, Huriye H, Kaya (2008)** The effect of oxytocin and PGF2 on the uterine involution and pregnancy rates in postpartum Arabian mares, *Animal Reproduction Science* 104: 257–263,
- Merkt H, Günzel AR (1979)** A survey of early pregnancy losses in West Germany thoroughbred mares. *Eq. Vet. J.*, 11, 256-258.
- Mina CG, Davies M (2005)** *Breeding Horses*, Blackwell Publishing. 636.1'082 dc2.
- Mina CG, Davies M (2008)** *Equine reproductive physiology, breeding, and stud management/M.C.G. Davies Morel – 3rd ed. p. c m.*
- Monniaux D, Caraty A, Clement F, Dalbies-Tran R, Dupont J, Fabre S, Gerard N, Mermillod P, Monget P, Uzbekova S(2009)** Développement folliculaire ovarien et ovulation chez les mammifères. *INRA Productions Animales*, 22 (2), 1-18.
- Monniaux D, Huet C, Besnard N, Clément F, Bosc M, Pisselet C, Monget P, Mariana JC (1997)** Follicular growth and ovarian dynamics in mammals. *J. Reprod. Fertil. Suppl.* 51, 3-23.
- Morgenthal JC, Van Niekerk CH (1991)** Plasman progesterone levels in normal mares with luteal deficiency during early pregnancy, and in twinning habitual aborters. *J. Reprod. Fert. (Suppl. 44)*:728-729.
- Morris LHA, Allen WR(2003)** Reproductive efficiency of intensively managed Thoroughbred mares in Newmarket. *Equine Vet J*, 34:51–60.
- Nagy PG, Huszenicza J, Juhász M, Kulcsfir L, Solti J, Reiczigel K, Abavhry I (1998)** factors influencing ovarian activity and sexual behavior of postpartum mares under farm conditions, *theriogenology* 50:1109-1119.
- Nett TM, Shoemaker CF, Squires EL (1989)** Changes in serum concentrations of luteinizing hormone and follicle-stimulating hormone following injection of gonadotropin-releasing hormone during pregnancy and after parturition in mares. *J Anim Sci*. 67: 1330-1333.
- Nett TM, Holtan DW, Estergreen VL (1975)** Oestrogens, LH, PMSG and prolactin in serum of pregnant mares/*Reprod. Fert. Suppl.* 23,457-462.
- Newcombe JR(1996)** Ultrasonography of ovulation and development of the corpus luteum in the mare, a personal view. *Equine Vet. Educ.* 8: 47–58.
- Newcombe JR(1997a)** The incidence of ovulation during the luteal phase from day 4 to day 20 in pregnant and non-pregnant mares. *J. Equine Vet. Sci.* 17: 120-2.

Références bibliographiques

- Newcombe JR (1997b)** The incidence of fluid in the post-ovulatory area and in the early corpus luteum. *J. Equine Vet. Sci.* **17**: 58-63.
- Newcombe JR(2004)** The relationship between the number, diameter, and survival of early embryonic vesicles. *Pferdeheilkunde* **20**: 214-20.
- Noden PA, Oxender WD, Hafs HD (1975)** The cycle of oestrus, ovulation and plasma levels of hormones in the mare. *J. Reprod. Fertil., Suppl* **23**. pp. 189-192.
- Noden PA, Oxender WD, Hafs HD (1978)** Plasma luteinizing hormone, progestogens, and estrogens in mares during gestation, parturition, and first postpartum estrus (foal estrus). *Am. J. Res.* **39(12)**: 1964-1967.
- Okolski A, Bézard J, Duchamp G, Driancourt MA, Goudet G, Palmer E (1995)** Successive puncture of the dominant follicle followed by ovulation and fertilization: a new experimental model for the study of follicular maturation in the mare. In: *Equine Reproduction VI*. Sharp DC, Bazer FW (eds). Madison, WI: Society for the study of Reproduction. PP 385-392.
- Omaima H, Ezzo AA, Farghaly, Amal M, Abo El-Maaty and Karima Gh, Mahmoud M (2010)** Hormonal and Cytogenetic Investigations in Mares with Early Embryonic Death, *Global Veterinaria* **7 (3)**: 211-218.
- Osborne VE (1966)** An analysis of the pattern of ovulation as it occurs in the annual reproductive cycle of the mare in Australia. *Aust. Vet. J.* **42**: 149-54.
- Palmer E(1976)** 2^{ème} journée du CEREOPA, 34–38.
- Palmer E(1978)** L'activité ovarienne spontanée de la jument. In: 'La reproduction chez le cheval. La jument'. Collection Sciences Hippiques. Leson A, Publ., Paris, France. 22-32.
- Palmer E(1978b)** Control of The oestrus cycle of the mare *J. reprod Fert* **54**, 495–505.
- Palmer E, Driancourt MA (1980)** Use of ultrasonic echography in equine gynecology. *Theriogenology* **13**:203-216.
- Palmer E, Driancourt MA (1981)** Consequences of foaling at different seasons and under different photo periods 32nd Ann Meet E.A.A.P. **31.8 /3.9.81**.
- Palmer E, Driancourt MA (1983)** Some interactions of season of foaling, photoperiod and ovarian activity in the equine. *Livestock Prod Sci.* **10**:197–210.
- Palmer E, Terqui M (1977)** The measurement of total plasma estrogens during the follicular phase of the mare's oestrus cycle. *Theriogenology* **7** 331-338.
- Panasophonkul S, Lohachit C, Sirivaidyapong S (2007)** Postpartum ovarian activity and serum estradiol-17beta level in Thai cross-bred native mares. *Reprod Domest Anim*; **42**:6–10.
- Parker WG (1971)** Sequential changes of the ovulating follicle in the estrous mare as determined by rectal palpation. *Proc. Ann. Conf. Vet., College Vet. Med. And Bio-Med. Sci. Colorado State University, Fort Collins, USA*: 149 -150 pp.
- Perry GA, Smith MF, Lucy MC, Green JA, Parks TE, MacNeil MD, Roberts AJ, Geary TW (2005)** Relationship between follicle size at insemination and pregnancy success. *Proc Natl Acad Sci USA*. **102**:5268–73.
- Peter FD(2006)** Progesterone Therapy and Pregnancy Loss, 8th AAEP Annual Resort Symposium. Rome, Italy-January.
- Pierson RA (1993)** Folliculogenesis and ovulation. In: *Equine Reproduction*. McKinnon AO and Voss JL (eds). Lea and Febiger, Publ., Philadelphia, Pennsylvania. PP 161-171.
- Pierson RA(1993)** Folliculogenesis and ovulation. In: McKinnon AO, Voss JL (Eds.). *Equine reproduction*. Philadelphia, PA: Lea & Febiger. P.161-171.
- Pierson RA, AdamsGP(1995)** Computer-assisted image analysis, diagnostic ultrasonography, and ovulation induction: strange bedfellows. *Theriogenology* **42**:105-112.
- Pierson Ra, Ginther OJ (1984)** ultrasonography of the bovine ovary. *Theriogenology*, **21**:495-504.
- Pierson RA, Ginther OJ(1985a)**. Ultrasonic evaluation of the preovulatory follicle in the mare. *Theriogenology* **24**: 359-68.
- Pierson RA, Ginther OJ(1985b)** Ultrasonic evaluation of the corpus luteum in the mare. *Theriogenology* **23**: 795-806.

Références bibliographiques

- Pierson RA, Ginther OJ (1987)** Follicular population dynamics during the estrous cycle of the mare. *Anim Reprod*, **14**:219-231.
- Plachot M, Junca AM, Mandelbaum J, Cohen J, Salat-Baroux J (1988)** Les échecs du développement embryonnaire. *Reproduction Nutrition Développement*, **28** : 1781-1790.
- Pycock JF (2007)** Therapy for mares with uterine fluid. In: Samper JC, Pycock JF, McKinnon AO (eds), *Current Therapy in Equine Reproduction*. Saunders, Elsevier, St Louis, CA.
- Quintero B, Manzo M, Diaz T, Verde O, Benacchio N, Sifontes L (1996)** Characteristics of postpartum ovarian activity in thoroughbred mares in a tropical environment. *Proc 13th Int Congr Anim Reprod AI*. **3**: P17-3.
- Raeside JI, Liptrap RM (1975)** Patterns of urinary oestrogen excretion in individual pregnant mares. *J Reprod Fertil Suppl*, **23**:469-475.
- Robert H, Douglas (2007)** endocrine tests, current therapy in equine reproduction.
- Roberto da Costa RP, Branco V, Pessa P, Robalo SJ, Ferreira-Dias G (2005)** Progesterone receptors and proliferating cell nuclear antigen expression in equine luteal tissue. *Reprod. Fertil. Develop.* **17**: 659–666.
- Roberts (1986)** S.J Veterinary obstetrics and genital diseases. Published by the author Woodstock.
- Robker RL, Russell DL, Yoshioka S, Sharma SC, Lydon JP, O'Malley BW, Espey LL, Richards JS (2000)** Ovulation: a multi-gene, multistep process. *Steroids* **65**: 559–70.
- Rossdale PD (1992)** Horse breeding, David & Charles, Newton Abot, Devon, Anatomy and physiology of reproduction in the mare, pp: 351-380.
- Rubion S(2000)** Physiologie de la reproduction chez la jument. Application à l'insémination artificielle. Thèse Médecine Vétérinaire, Nantes, n°65.
- Ryan KJ, Short RV (1965)** Formation of estradiol by granulosa and theca cells of the equine ovarian follicle. *Endocrinology*, **76**: 108-114.
- Sahu SK, Alvares E (1989)** Observations on foal-heat breeding at the Binhussain stud farm, Pune 410-506.
- Salhab AS, Amro BI, Shomaf MS (2003)** Further investigation on meloxicam contraceptiveity in female rabbits: luteinizing unruptured follicles, a microscopic evidence. *Contraception* **67**: 485-9.
- Saltiel A, Calderon A, Garcia N, Hurley DP (1982)** Ovarian activity in the mare between latitude 15° and 22° N. *J. Reprod. Fertil., Suppl.* **32**: 261-7.
- Samper JC, Geertsema, Hearn P (1993)** Rate of Luteolysis, Folliculogenesis and interval to ovulation in mares treated with prostaglandin analogue on day 6 or 10 of the estrous cycle. *Proc. 39th Ann. Conv. Amer. Assoc. Equine Pract.* 169-70.
- Sanderson M, Allen WR (1987)** Reproductive efficiency of thoroughbred mares in the UK. *Proc. Bain-Fallon Mem. Lect. Sydney.* 31–41.
- Santoro N, Isaac B, Neal-Perry G, Adel T, Weingart L, Nussbaum A, Thakur S, Jinnai H, Khosla N, Barad D (2003)** Impaired Folliculogenesis and Ovulation in Older Reproductive Aged Women. *J Clin Endocrinol Metab.* **88**:5502–09.
- Santschi EM, LeBlanc MM, Weston PG (1991)** Progestagen, oestrogen sulfate and cortisol concentrations in pregnant mares during medical and surgical disease. *J. Reprod. Fertil. (Suppl.* **44**):627-634.
- Sargent GF (1987)** Equine Luteinising Hormone Profile characteristics : effect of sampling interval, method of analysis, reproductive state, gonadotropin -Releasing hormone and foal removal Ph.D Dissertation. University of Illinois Urbana, III.
- Sargent GF, Pope NS, Kesler DJ (1988)** Postpartum L.H profile characteristics, estrus and ovulation: the influence of short-term foal removal. *J. Equine Vet. Sci.* **8(2)**: 156-160.
- Sertich PL(1998)** Ultrasonography of the genital tract of the mare. In: REEF VB. *Equine diagnostic ultrasound*. Philadelphia: WB Saunders, 405-424.

Références bibliographiques

- Sharma S, Davies M, Mina CG, Dhaliwal GS (2010a)** Factors affecting the incidence of postpartum oestrus, ovarian activity and reproductive performance in Thoroughbred mares bred at foal heat under Indian subtropical conditions. *Theriogenology* **74**: 90–99.
- Sharma S, Dhaliwal GS, Dadarwal D (2010b)** Reproductive efficiency of Thoroughbred mares under Indian subtropical conditions: A retrospective survey over 7 years. *Anim Reprod Sci.* **117**: 241–8.
- Sharp DC, (1980)** Environmental influence on reproduction in horses. Symposium on equine reproduction, veterinary clinics of north america : large animal pratic **2(2)**: 207-223.
- Short RV (1960)** Steroids present in the follicular fluid of the mare. *J. Endocr.*, **20**, 147-156.
- Silva LA, Gastal EL, Gastal MO, Beg MA, Ginther OJ (2006)** Relationship between vascularity of the preovulatory follicle and establishment of pregnancy in mares. *Anim Reprod*, v.3, p.339-346.
- Sirois J, Dore M (1997)** The late induction of prostaglandin G/H synthase-2 in equine preovulatory follicles supports its role as a determinant of the ovulatory process. *Endocrinol.* **138**: 4427–34.
- Sirois J, Kimmich TL, Fortune JE (1990)** Developmental changes in steroidogenesis by equine preovulatory follicles: effects of equine LH, FSH, and eCG. *Endocrinology*, **127**: 2423-2430.
- Smith ID(1974)** Progesterone concentrations in the peripheral plasma of the mare during pregnancy. *Res. Vet. Sci.* **16**: 114-116.
- Squires EL (1993a)** Progesterone. In : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia : Williams and Wilkins, 57-64.
- Squires EL (1993b)** Puberty. In : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia : Williams and Wilkins, 114-120
- Squires E, McKinnon A, Shideler R (1988)** Use of ultrasonography in reproductive management of mares. *Theriogenology*, **29**: 55-70.
- Squires EL (1993c)** Estrous detection. In: MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia : Williams & Wilkins, 186-195.
- Stewart F, Allen WR (1981)** Biological functions and receptor binding activities of equine chorionic gonadotrophins. *J. Reprod. Fert.* **62**: 527-536.
- Stich KL, Wendt KM, Blanchard TL, Brinsko SP (2004)** Effects of a new injectable short-term release deslorelin in foal-heat mares, *Theriogenology* **62**: 831–836.
- Thibault C, Levasseur MC (2001)** La reproduction chez les Mammifères et l'Homme. Nouvelle édition, Paris : ELLIPSES, 928p.
- Thimonier J (2000)** Détermination de l'état physiologique des femelles par analyse des niveaux de progestérone. *INRA Prod. Anim.* **13** (3), 177-183.
- Tibary A, Anouassi A, Bakkoury M (1994a)** Examen de la fonction sexuelle chez la jument. In: TIBARY A and BAKROURY M, editors. *Reproduction equine, Tome 1: la jument*. Rabat : Actes, 21-86.
- Tibary A, Shiri A, Anouassi A (1994b)** Physiologie de la reproduction chez la jument. In: TIBARY A and BAKROURY M, editors. *Reproduction equine, Tome 1: la jument*. Rabat : Actes, 87-92.
- Townson DH, Ginther OJ (1987)** Duration and pattern of follicular evacuation during ovulation in the mare. *Anim. Reprod. Sci.* **15**: 131-8.
- Townson DH, Ginther OJ(1988)** The development of fluid-filled luteal glands in mares. *Anim. Reprod. Sci.* **17**: 155-63.
- Townson DH, Ginther OJ (1989)** Shape and size changes in the preovulatory follicle in mares based on digital analysis of ultrasonic images. *Anim. Reprod. Sci.* **21**: 63-71.
- Turner DD, Garcia MC, Ginther OJ (1979a)** Follicular and gonadotropic changes throughout the year in pony mares. *Amer. J. Vet. Res.* **40**: 1694-1700.
- Turner DD, Garcia MC, Miller KF, Holtan DW, Ginther OJ(1979b)** FSH and LH concentrations in periparturient mares. *J Reprod Fertil* 1979;(Suppl. 27): 547-553.

Références bibliographiques

- Van Niekerk CH, Morgenthal JC, Gerneke WH (1975)** Relationship between the morphology of and progesterone production by the corpus luteum in the mare. *J. Reprod. Fertil. Suppl.* 23, 171–175.
- Vanderwall DK (2008)** Early embryonic loss in the mare. *J. Equine Vet. Sci.*, 28: 691-702.
- Vivo Rodriguez R, Vinuesa Silva M (1993)** Diameter of the preovulatory follicle and early embryonic vesicle in Arab and Spanish Thoroughbreds. *Arch Zootec*; 42:263-267.
- Volkman D, Zent W, Little T, Riddle T, Durenberger J, Potenza K, Sibley L, Roser J (2009)** Hormone profiles of mares affected by the mare reproductive loss syndrome. *Reprod. Domest. Anim.* 43: 578-583.
- Watson ED, Al-zi'abi MO (2002)** Characterization of morphology and angiogenesis in follicles of mares during spring transition and the breeding season. *Reprod.* 124:227–34.
- Wesson JA, Ginther OJ (1981)** Influence of season and age on reproductive activity in pony mares on the basis of a slaughterhouse survey. *J. Anim. Sci.* 52:119-29.
- Whitmore HL, Wentworth BC, Ginther OJ (1973)** Circulating concentrations of luteinizing hormone during estrous cycle of mares as determined by radioimmunoassay. *American Journal of Veterinary Research* 34:631-636.
- Wilker C, Daels PF, Burns PJ, Ball BA (1991)** Progesterone therapy during early pregnancy in the mare. *American Assoc. of Equine*, 161-172.
- Winter GHZ, Rubin MIB, De La Corte FD, Silva CAM (2007)** Gestational length and first postpartum ovulation of Criollo mares on a stud farm in Southern Brazil. *J Equine Vet Sci.* 27: 531–4.
- Wolfenson D, Inbar G, Roth Z(2004)** Follicular dynamics and concentrations of steroids and gonadotropins in lactating cows and nulliparous heifers. *Theriogenology*, 66, 1042-1055.
- Zent WA, Troedsson MHT, Yue JL (1998)** Post breeding uterine fluid thoroughbred in a normal population of the Thoroughbred mares, a field study. *Proc Am Assoc Equine Practitioners*, 44:64–5.

Annexes

Annexe (01) : Examen échographique des juments.

Annexe (02) : Prélèvement de sang à partir de la veine jugulaire.

Annexe (03) : le dosage de la progestéone.

Annexe (04): La concentration de la progestéone sérique des juments

Annexe (05) : la durée poulinage première ovulation, les diamètres et les vitesses de croissances des follicules préovulatoires enregistrés au post-partum chez les juments Pur-Sang Arabe et Barbe.

ANNEXE 01 Examen échographique des juments.



Photo : 01

Photo : 02

ANNEXE 02 Prélèvement de sang à partir de la veine jugulaire.



Photo : 03

Photo : 04

Annexe 03 :Le dosage de la progestérone.



Photo : 05



Photo : 06

La centrifugation du sang



Photo : 07



Photo : 08

Après la décongélation,
recueilli le sérum dans les
tubes marqué de l'automate

Le positionnement des tubes
dans l'automate

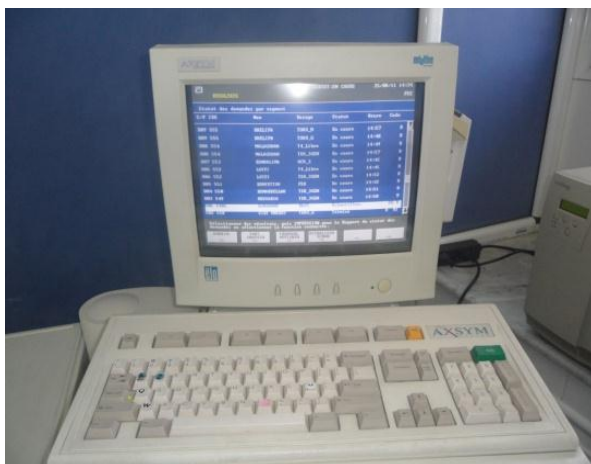


Photo : 09



Photo : 10

L'introduction des informations des échantillons par l'écran de l'automate

l'impression des résultats de la progesterone

Annexe 04 : La concentration de la progesterone sérique des juments

SEMAINE DE GESTATION	Pur-Sang Arabe		Barbe		Arabe-barbe	
	MOYEN ± ECARTYPE	EFFECTIF	MOYEN ± ECARTYPE	EFFECTIF	MOYEN± ECARTYPE	EFFECTIF
SEM 3	8,45					
SEM 4	9,48±2,54					
SEM 5	17,59±9,18	04			10,04 ± 3,50	2
SEM 6	18,34±12,85	05			13,05±2,77	2
SEM 7	17,23±12,41	07			21,72±1,85	2
SEM 8	15,01±12,94	07			16,46±6,24	2
SEM 9	16,96±9,22	08	15,76	1	23,91±16,78	2
SEM 10	17,60±12,70	09	22,53	1	20,65±16,24	2
SEM 11	15,96±12,71	10	27,87	1	14,91±8,44	2
SEM 12	13,37±8,32	10	33,1	1	21,19±18,62	2
SEM 13	14,36±7,96	15	29,34	1	15,89±12,37	2
SEM 14	14,37±6,83	16	37,51	1	13,435±4,70	2
SEM 15	13,55±6,35	18	30,18	1	14,645±9,75	2
SEM 16	13,67±7,92	20	27,84	1	13,87±5,31	2
SEM 17	10,46±6,25	20	16,54	1	14,525±6,55	2
SEM 18	10,29±5,86	20	15,34	1	13,105±5,69	2
SEM 19	7,84±4,79	20	19,89	1	9,98±8,24	2
SEM 20	6,21±3,46	20	15,55	1	9,29±4,25	2
SEM 21	5,04±2,55	20	18,76	1	9,86±3,87	2

