



Open Archive TOULOUSE Archive Ouverte (OATAO)

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

This is an author-deposited version published in : <http://oatao.univ-toulouse.fr/Eprints> ID : 17633

To cite this version :

Loigerot, Suzy. *Pratique de l'insémination artificielle chez la jument en France*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2017, 63 p.

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

PRATIQUE DE L'INSEMINATION ARTIFICIELLE CHEZ LA JUMENT EN FRANCE

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

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

par

LOIGEROT Suzy
Née, le 19 juin 1990 à Avignon (84)

Directeur de thèse : Mme Sylvie CHASTANT-MAILLARD

JURY

PRESIDENT :
Mme Bettina COUDERC

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :
Mme Sylvie CHASTANT-MAILLARD
Mme Sophie PRADIER

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

MEMBRE INVITE :
Mme Elodie LALLEMAND

Assistant d'enseignement et de recherche contractuel à l'Ecole Nationale
Vétérinaire de TOULOUSE

Répartition des Enseignants-Chercheurs par Département.

Mise à jour : 06/09/2016

DIRECTRICE : ISABELLE CHMITELIN

ELEVAGE ET PRODUITS/SANTE PUBLIQUE VETERINAIRE	SCIENCES BIOLOGIQUES ET FONCTIONNELLES	SCIENCES CLINIQUES DES ANIMAUX DE COMPAGNIE, DE SPORT ET DE LOISIRS
<p>Responsable : M. SANS</p> <p><u>ALIMENTATION ANIMALE :</u> M. ENJALBERT Francis, PR Mme PRIYMENKO Nathalie, MC Mme MEYNADIER Annabelle, MC</p> <p><u>EPIDEMIOLOGIE :</u> Mme Mathilde PAUL, MC</p> <p><u>MALADIES REGLEMENTEES-ZOONOSES- MEDECINE PREVENTIVE DES CARNIVORES DOMESTIQUES-DROIT VETERINAIRE :</u> M. PICAVET Dominique, PR</p> <p><u>PARASITOLOGIE-ZOOLOGIE :</u> M. FRANC Michel, PR M. JACQUIET Philippe, PR M. LIENARD Emmanuel, MC Mme BOUHSIRA Emilie, MC</p> <p><u>HYGIENE ET INDUSTRIE DES ALIMENTS :</u> M. BRUGERE Hubert, PR M. BAILLY Jean-Denis, PR Mme BIBBAL Delphine, MC Mme COSTES Laura, AERC Mme DAVID Laure, MCC</p> <p><u>PATHOLOGIE DE LA REPRODUCTION :</u> M. BERTHELOT Xavier, PR M. BERGONIER Dominique, MC Mme CHASTANT-MAILLARD Sylvie, PR Mme HAGEN-PICARD Nicole, PR M. NOUVEL Laurent-Xavier, MC Mme MILA Hanna, MC</p> <p><u>PATHOLOGIE DES RUMINANTS :</u> M. SCHELCHER François, PR M. FOUCRAS Gilles, PR M. CORBIERE Fabien, MC M. MAILLARD Renaud, MC M. MEYER Gilles, PR</p> <p><u>PRODUCTION ET PATHOLOGIE AVIAIRE ET PORCINE :</u> Mme WARET-SZKUTA Agnès, MC M. JOUGLAR Jean-Yves, MC M. GUERIN Jean-Luc, PR M. LE LOC'H Guillaume, MC</p> <p><u>PRODUCTIONS ANIMALES AMELIORATION GENETIQUE ECONOMIE :</u> M. DUCOS Alain, PR M. SANS Pierre, PR M. RABOISSON Didier, MC</p>	<p>Responsable : Mme GAYRARD</p> <p><u>ANATOMIE :</u> M. MOGICATO Giovanni, MC M. LIGNEREUX Yves, PR Mme DEVIERS Alexandra, MC</p> <p><u>ANATOMIE PATHOLOGIQUE - HISTOLOGIE :</u> M. DELVERDIER Maxence, PR Mme LETRON-RAYMOND Isabelle, MC Mme BOURGES-ABELLA Nathalie, PR Mme LACROUX Caroline, PR</p> <p><u>BIOLOGIE MOLECULAIRE :</u> Mme BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle, MC</p> <p><u>MICROBIOLOGIE – IMMUNOLOGIE - MALADIES INFECTIEUSES :</u> M. MILON Alain, PR M. BERTAGNOLI Stéphane, PR M. VOLMER Romain, MC Mme BOULLIER Séverine, MC Mme DANIELS Hélène, MC</p> <p><u>BIostatISTIQUES :</u> M. CONCORDET Didier, PR M. LYAZRHI Faouzi, MC</p> <p><u>PHARMACIE-TOXICOLOGIE :</u> M. PETIT Claude, PR Mme CLAUW Martine, PR M. GUERRE Philippe, PR M. JAEG Philippe, MC</p> <p><u>PHYSIOLOGIE –PHARMACOLOGIE THERAPEUTIQUE :</u> M. BOUSQUET-MELOU Alain, PR Mme GAYRARD-TROY Véronique, PR Mme FERRAN Aude, MC M. LEFEBVRE Hervé, PR</p> <p><u>BIOCHIMIE :</u> Mme BENNIS-BRET Lydie, MC</p> <p><u>ANGLAIS :</u> M. SEVERAC Benoît, PLPA Mme MICHAUD Françoise, PCEA</p>	<p>Responsable : Mme CADIERGUES</p> <p><u>ANESTHESIOLOGIE</u> M. VERWAERDE Patrick, MC</p> <p><u>CHIRURGIE :</u> M. AUTEFAGE André, PR M. ASIMUS Erik, MC M. MATHON Didier, MC Mme MEYNAUD-COLLARD Patricia, MC Mme PALIERNE Sophie, MC</p> <p><u>MEDECINE INTERNE :</u> Mme DIQUELOU Armelle, MC M. DOSSIN Olivier, MC Mme LAVOUE Rachel, MC Mme GAILLARD-THOMAS Elodie, MCC</p> <p><u>OPHTALMOLOGIE :</u> M. DOUET Jean-Yves, MC</p> <p><u>DERMATOLOGIE :</u> Mme CADIERGUES Marie-Christine, PR</p> <p><u>IMAGERIE MEDICALE</u> M. CONCHOU Fabrice, MC</p> <p><u>BIOLOGIE MOLECULAIRE :</u> Mme TRUMEL Catherine, PR</p> <p><u>PATHOLOGIE DES EQUIDES :</u> M. CUEVAS RAMOS Gabriel, MC Mme PRADIER Sophie, MC Mme LALLEMAND Elodie, AERC</p>

REMERCIEMENTS

A Madame le Professeur Bettina COUDERC

Professeur de l'Institut Universitaire du Cancer de Toulouse

Biochimie, biologie moléculaire, cancérologie

Qui nous fait l'honneur d'accepter la présidence du jury de cette thèse,
Hommage et remerciements respectueux.

A Madame le Professeur Sylvie CHASTANT

Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie de la reproduction

Qui m'a fait l'honneur d'accepter d'encadrer cette thèse,
Qui m'a accompagnée au cours de son élaboration,
Pour son aide et ses conseils précieux,
Sincères remerciements.

A Madame le Docteur Sophie PRADIER

Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Médecine interne des équidés

Qui me fait l'honneur de prendre part au jury de cette thèse,
Qui m'a accompagnée au cours de mon cursus scolaire
pendant plusieurs années,
Pour ses conseils et son aide,
Remerciements chaleureux.

A Madame le Docteur Elodie LALLEMAND

Docteur vétérinaire consultante à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Chirurgie et orthopédie des équidés

Qui me fait l'honneur d'assister à cette thèse,
Qui m'a beaucoup appris au cours de ces deux dernières années,
Pour ses conseils et son amitié,
Remerciements chaleureux.

A Madame Maryvonne BARBARAY

Gérante et directrice des publications

NEVA – Nouvelles Editions Vétérinaires et Alimentaires

Qui a permis la réalisation de ce travail et a gentiment accepté de diffuser le questionnaire auprès des abonnés aux éditions NEVA,

Pour son aimable collaboration,

Sincères remerciements.

A Monsieur le Professeur Jean-Francois BRUYAS

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation de Nantes-Atlantique, ONIRIS

Biotechnologies et pathologie de la reproduction

Pour son aide et ses conseils lors de l'élaboration de ce questionnaire,

Sincères remerciements.

Aux praticiens vétérinaires ayant participé à l'étude,

Pour leur participation dans ce projet,

Tous mes remerciements.

TABLE DES MATIERES

REMERCIEMENTS	4
TABLE DES MATIERES	7
LISTE DES FIGURES	8
LISTE DES TABLEAUX	10
LISTE DES ABREVIATIONS	11
INTRODUCTION	12
I. <u>L'élevage équin en France</u>	13
II. <u>Etat des lieux de la mise à la reproduction des juments en France</u>	15
A. Développement de la monte artificielle	15
B. Comparaison des techniques d'insémination	16
C. Utilisation des différentes techniques selon le type d'équidé.....	18
III. <u>Réglementation relative à la monte artificielle</u>	19
A. Réglementation relative aux acteurs	19
B. Techniques approuvées par les stud-books.....	20
C. Obligations réglementaires des inséminateurs.....	24
IV. <u>Pratiques de l'insémination</u>	24
A. Préparation de la jument	24
B. Préparation de la dose	25
C. Mise en place de la semence.....	25
V. <u>Etude des pratiques des vétérinaires français lors de la mise à la reproduction des juments</u>	27
A. Matériels et méthodes	27
1. <u>Description du questionnaire</u>	27
2. <u>Mise en ligne et diffusion du questionnaire</u>	31
B. Résultats obtenus et discussion.....	32
1. <u>Population ayant répondu</u>	32
2. <u>Maîtrise des cycles</u>	34
3. <u>Induction de l'ovulation</u>	41
4. <u>Suivi des juments et pratiques de l'insémination</u>	47
CONCLUSION	57
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	59

LISTE DES FIGURES

<u>Figure 1</u> : Evolution du cheptel équin présent sur le territoire français depuis 2008	13
<u>Figure 2</u> : Evolution du nombre d'élevages équins en France, entre 2009 et 2014, en fonction de leur taille	14
<u>Figure 3</u> : Nombre de juments saillies par département en France en 2015	15
<u>Figure 4</u> : Evolution du nombre de saillies en fonction du type de monte chez la jument de 1990 à nos jours	17
<u>Figure 5</u> : Evolution de la part respective des techniques d'insémination artificielle chez la jument de 1995 à nos jours	17
<u>Figure 6</u> : Proportions relatives des différents types de monte en fonction du type de jument inséminées en France en 2015	19
<u>Figure 7</u> : Questionnaire mis en ligne	30
<u>Figure 8</u> : Département d'origine des vétérinaires ayant participé à l'étude	32
<u>Figure 9</u> : Nombre de juments suivies en reproduction chaque année au sein de l'activité des vétérinaires ayant répondu à l'étude	33
<u>Figure 10</u> : Evolution de la reproduction au sein de l'activité des vétérinaires ayant répondu à l'étude	33
<u>Figure 11</u> : Type de juments mises à la reproduction parmi les clientèles des praticiens ayant répondu à l'étude	34
<u>Figure 12</u> : Pratique et modalités d'induction de l'œstrus pour avancer la saison de reproduction	37
<u>Figure 13</u> : Pratique et modalités de la synchronisation de l'œstrus	38
<u>Figure 14</u> : Progestagènes utilisés lors de l'induction de l'œstrus ou sa synchronisation	39
<u>Figure 15</u> : Prostaglandines utilisées lors de la synchronisation de l'œstrus	40
<u>Figure 16</u> : Pratique de l'induction de l'ovulation	41
<u>Figure 17</u> : Molécules et spécialités utilisées lors de l'induction de l'ovulation	43
<u>Figure 18</u> : Dose d'hCG injectée lors de l'induction de l'ovulation	45
<u>Figure 19</u> : Critères pris en compte pour administrer le traitement d'induction de l'ovulation	46
<u>Figure 20</u> : Fréquence du suivi mis en place par les praticiens interrogés en fonction du type de semence utilisée	48
<u>Figure 21</u> : Examen réalisé par les vétérinaires avant l'insémination	50

<u>Figure 22</u> :	Protocoles d'insémination lors d'utilisation de semence fraîche.....	52
<u>Figure 23</u> :	Protocoles d'insémination lors d'utilisation de semence réfrigérée	53
<u>Figure 24</u> :	Protocoles d'insémination lors de l'utilisation de semence congelée.....	55

LISTE DES TABLEAUX

<u>Tableau 1</u> : Nombre d'élevages et évolution en fonction du type d'équidés	14
<u>Tableau 2</u> : Titre et lieu d'exercice nécessaires en fonction de l'activité exercée en matière de reproduction équine	20
<u>Tableau 3</u> : Textes de lois relatifs aux conditions d'insémination, de collecte et de stockage du sperme et de transfert d'embryon chez les équidés	20
<u>Tableau 4</u> : Règlementation relative aux techniques de reproduction des stud-books Chevaux de sang	21
<u>Tableau 5</u> : Règlementation relative aux techniques de reproduction des stud-books Races françaises de chevaux de selle.....	22
<u>Tableau 6</u> : Règlementation relative aux techniques de reproduction des stud-books Races étrangères de chevaux de selle	22
<u>Tableau 7</u> : Règlementation relative aux techniques de reproduction des stud-books Races de poneys.....	23
<u>Tableau 8</u> : Règlementation relative aux techniques de reproduction des stud-books Chevaux de trait	23
<u>Tableau 9</u> : Prostaglandines commercialisées en France et modalités d'administration.....	40

LISTE DES ABREVIATIONS

AIE : Anémie Infectieuse des Equidés

AMM : Autorisation de Mise sur le Marché

AVE : Artérite Virale Equine

eFSH : equine Follicule Stimulating Hormone

GnRH : Gonadotropin Releasing Hormone

hCG : human Chorionic Gonadotropin

IFCE : Institut Français du Cheval et de l'Équitation

MCE : Métrite Contagieuse Equine

OESC : Observatoire Economique et Social du Cheval

PGF2alpha : Prostaglandine F2 alpha

SIRE : Système d'Information Relatif aux Equidés

INTRODUCTION

Développée chez la jument au cours des années 1990, la monte artificielle regroupe les inséminations avec du sperme frais, réfrigéré ou congelé. L'enjeu de l'insémination artificielle est la rencontre de spermatozoïdes avec un ovocyte viable afin d'optimiser le taux de fertilité par cycle. Depuis leur mise en place, ces techniques ont connu un essor important et ont fait l'objet de nombreuses études afin d'identifier des stratégies permettant d'optimiser la mise à la reproduction des juments et d'obtenir un poulain le plus tôt possible au cours de l'année suivante. Que ce soit dans le milieu des courses ou en CSO, les jeunes chevaux concourent dans différentes catégories en fonction de leur année de naissance. Un poulain né en début d'année sera donc plus mature et performant qu'un poulain né au cours de l'été. Ces stratégies de mise à la reproduction mettent en jeu des techniques d'induction de l'œstrus, d'induction de l'ovulation et des protocoles d'insémination. L'induction de l'œstrus permet d'avancer la sortie de l'œstrus saisonnier hivernal, afin d'obtenir des cycles utilisables dès les premiers mois de l'année et de produire des poulains qui naîtront le plus tôt possible. Pour cela, plusieurs traitements peuvent être mis en place tels que le conditionnement lumineux, l'administration de progestagènes ou d'antagonistes de la dopamine. Une fois la jument entrée en œstrus, le suivi échographique des ovaires est préconisé afin de mettre en évidence la présence d'un follicule préovulatoire et d'adapter le moment d'insémination afin d'optimiser la rencontre des gamètes. En fonction du type de semence utilisée, la fréquence du suivi peut être adaptée, l'intervalle entre deux examens allant de 6 à 24 heures. Afin de faciliter le suivi, l'ovulation peut être induite à l'aide d'hCG (human Chorionic Gonadotropin) ou d'analogues de la GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone). Ces traitements permettent d'anticiper la survenue de l'ovulation et sont indispensables lors de l'utilisation d'une semence fragile telle que la semence congelée.

En pratique, on constate que les modalités de mise à la reproduction diffèrent encore sur le terrain. L'objectif de cette étude est donc de recenser les pratiques utilisées par les vétérinaires français et de les corrélérer aux recommandations et aux avancées scientifiques. Pour cela, un questionnaire de 20 questions a été élaboré et diffusé par Internet auprès des praticiens vétérinaires français, grâce à la collaboration de Maryvonne Barbaray des éditions NEVA (Nouvelles Editions Vétérinaires et Alimentaires).

Dans cette étude, nous ferons d'abord un état des lieux de l'élevage équin en France. Puis nous aborderons les modalités actuelles de la mise à la reproduction des juments et leur évolution depuis les années 1990, ainsi que la réglementation actuelle relative à la mise à la reproduction des juments en monte artificielle. Nous détaillerons ensuite le questionnaire, la population de vétérinaires praticiens y ayant répondu, ainsi que les réponses obtenues en matière de pratiques de terrain relatives à l'induction de l'œstrus, l'induction de l'ovulation et les protocoles de suivi et d'inséminations utilisés.

I. L'élevage équin en France

Depuis la mise en place en 2008 de l'identification obligatoire des équidés par un transpondeur électronique, le recensement de la population équine à partir des fichiers SIRE (Système d'Information Relatif aux Equidés) montre l'évolution du cheptel en France. L'effectif des chevaux était en croissance jusqu'en 2012, mais décroît progressivement depuis. En effet d'après les chiffres de l'Observatoire Economique et Social du Cheval (OESC), en 2014 on compte 1 106 000 équidés présents sur le territoire, contre 1 118 000 en 2012 (Figure 1).

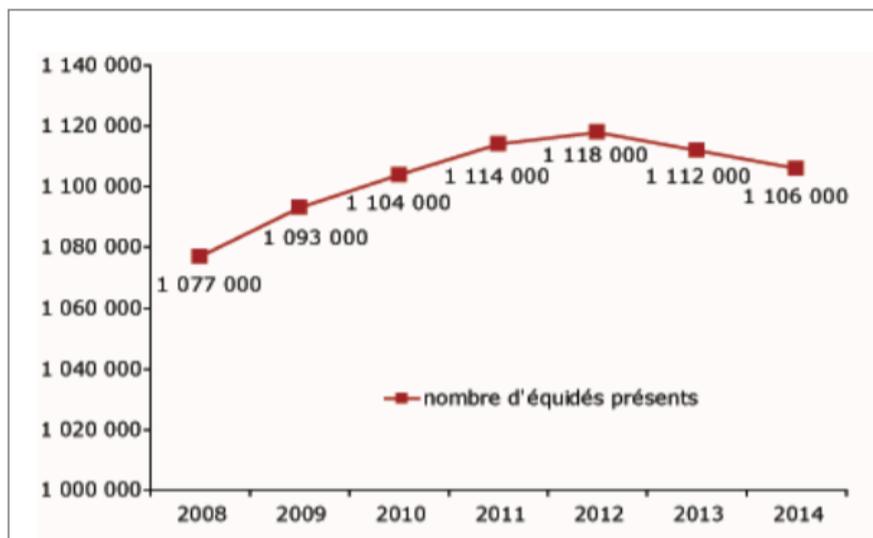


Figure 1 : Evolution du cheptel équin présent sur le territoire français depuis 2008

Source : IFCE-OESC, 2015

Cela se matérialise par une baisse du nombre d'élevages depuis les 5 dernières années, quelle que soit la taille du cheptel. En effet, est considéré comme éleveur tout propriétaire d'au moins une jument ayant été conduite à la saillie au cours de l'année. Un élevage peut ainsi n'être composé que d'une poulinière. D'après les recensements de l'OESC, la majorité des élevages sont de petite taille (Figure 2) : 80% des éleveurs ne détiennent qu'une ou deux juments et seuls 10% des élevages détiennent plus de 5 juments saillies par an, 3% en détiennent plus de 10.

En 2014, le nombre d'élevages se stabilise à 34 870 élevages, la France compte alors 7 012 étalons et 73 899 poulinières, mais avec des tendances variées en fonction du type de production. Les chevaux de course et les races étrangères de selle voient leurs effectifs augmenter, tandis qu'ils se stabilisent pour les races françaises de selle et les poneys, et qu'ils continuent de diminuer pour les chevaux de trait (Tableau 1).

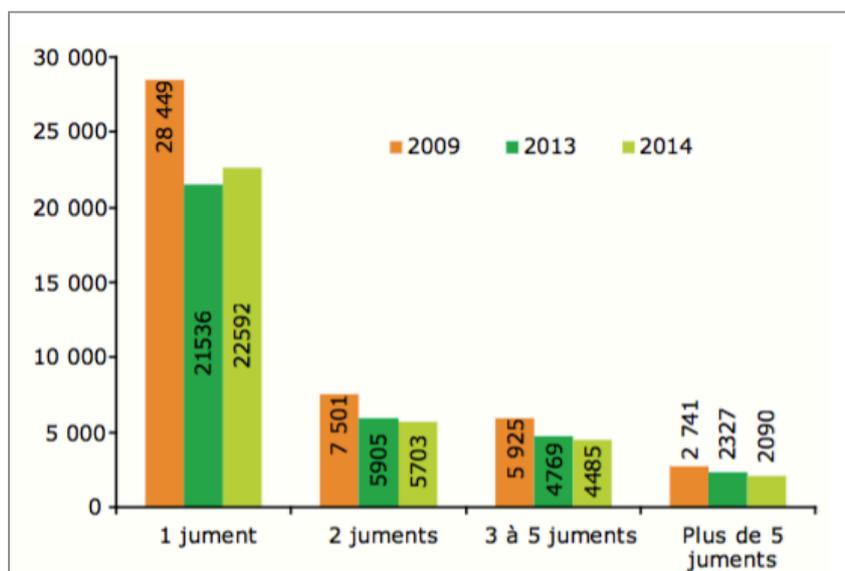


Figure 2 : Evolution du nombre d'élevages équins en France, entre 2009 et 2014, en fonction de leur taille

Source : IFCE – OESC, 2015

Tableau 1 : Nombre d'élevages et évolution en fonction du type d'équidés

D'après IFCE – OESC, 2016

Type d'équidé produit	2004	2014	Evolution 2004 à 2014	Evolution 2013 à 2014
Chevaux de course	11 999	12 370	+ 3%	+ 5%
Races françaises de chevaux de selle	16 458	12 531	- 24%	0%
Races étrangères de chevaux de selle	836	1 337	+ 60%	+ 5%
Poneys	2 747	2 315	- 16%	+ 1%
Chevaux de trait	12 702	7 061	- 44%	- 7%
Ânes	1 096	523	- 52%	- 2%
Total toutes races	43 615	34 870	- 20%	+1%

Géographiquement, 4 élevages sur 10 sont localisés dans l’Ouest : en Basse-Normandie, Bretagne et Pays de la Loire. Par corrélation, la majorité des saillies sont effectuées dans cette région, le centre de la France arrivant en seconde position pour le nombre de saillies pratiquées (Figure 3).

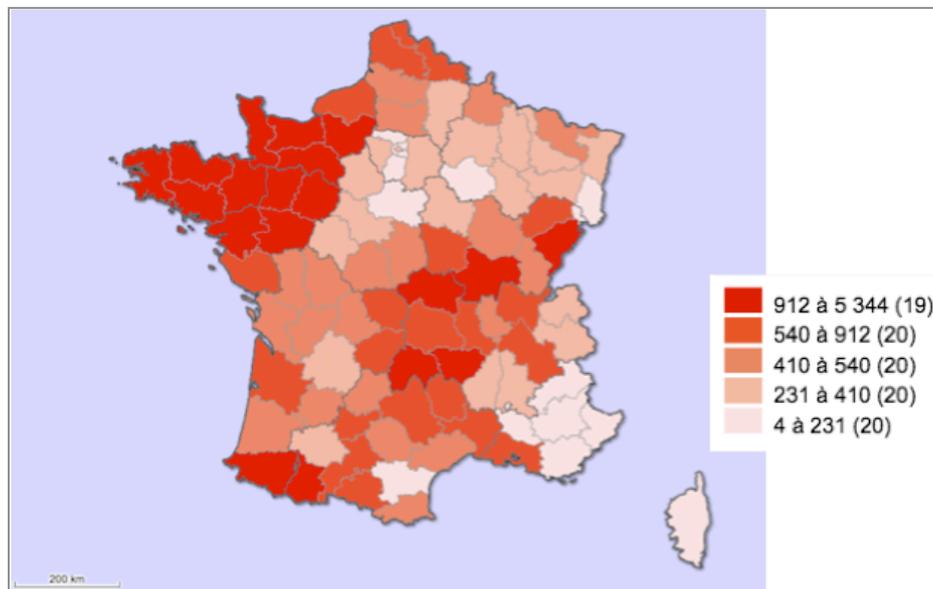


Figure 3 : Nombre de juments saillies par département en France en 2015

Source : IFCE, Haras-Nationaux 2016

II. Etat des lieux de la mise à la reproduction des juments en France

A. Développement de la monte artificielle

La monte artificielle regroupe les techniques d’insémination avec de la semence fraîche, réfrigérée ou congelée, ainsi que le transfert d’embryon. Dans cette étude, seules les techniques d’insémination ont été détaillées, le transfert d’embryon étant soumis à des contraintes réglementaires strictes et n’étant pas réalisable par tous les vétérinaires. Développée au cours des années 1980, la monte artificielle a été officiellement autorisée en France en 1986 (Insémination artificielle équine, IFCE, 2014). Cependant c’est à partir des années 90 que les techniques d’insémination artificielle ont connu leur essor. En effet, selon les statistiques annuelles des Haras Nationaux, en 1990 les inséminations (tous types confondus) ne représentent que 15% de l’ensemble des saillies, contre 35% en 2000 et 41% en 2015.

L’insémination artificielle est une technique de monte qui consiste à récolter l’éjaculat du mâle, sans qu’il soit en contact avec une femelle. Elle présente des avantages essentiellement sanitaires et techniques. D’un point de vue sanitaire, l’absence de contact entre individus permet de réduire la circulation des maladies vénériennes (AIE : Anémie Infectieuse des Equidés, MCE : Métrite Contagieuse Equine, AVE : Artérite Virale Equine) et des maladies contagieuses (grippe et rhinopneumonie essentiellement). D’un point de vue technique, l’insémination artificielle permet d’optimiser la gestion des étalons et des juments. Grâce à la division du sperme récolté en plusieurs doses, un étalon pourra réaliser moins de sauts et saillir un nombre plus important de juments, tout en étant moins soumis au risque de blessures pouvant survenir lors de la monte ou du transport. De plus, le développement des

techniques de conservation de la semence par congélation permet aujourd'hui d'étaler les récoltes, ou d'obtenir de la semence lorsque l'étalon est indisponible (localisation géographique, carrière sportive, maladie, décès). Pour les juments, la mise à la monte artificielle permet dans le cadre d'un suivi rapproché de la fonction ovarienne, de limiter le nombre de saillies et la quantité de sperme utilisée, réduisant ainsi le risque d'endométrite. Elle permet également de remettre à la reproduction des juments dont l'appareil génital a été traumatisé lors de la mise-bas précédente. Enfin d'un point de vue génétique, l'insémination artificielle offre un choix d'étalon plus large et une conservation du patrimoine génétique. En revanche, lors d'une utilisation déraisonnée, l'insémination artificielle peut également mener à une diminution de l'exploitation de ce patrimoine génétique lors de l'utilisation trop importante d'un étalon, et mener dans le futur à des risques de consanguinité. L'inconvénient principal du développement de la monte artificielle est aujourd'hui son coût pour les propriétaires (suivi rapproché des juments, matériel, semence), et le niveau technique qu'elle implique, rendant ainsi les manipulations réservées uniquement à des techniciens formés ou des vétérinaires.

B. Comparaison des techniques d'insémination

L'insémination artificielle peut être réalisée avec différents types de semence. Lors de l'insémination en semence fraîche, le sperme récolté est utilisé pour inséminer une jument dans les 30 minutes qui suivent la récolte. Ceci nécessite que les deux reproducteurs soient à proximité l'un de l'autre et de pouvoir procéder à la récolte de l'étalon dès que la jument est prête à ovuler. Lorsqu'un transport est nécessaire ou lorsque la jument ne peut être inséminée immédiatement, la semence récoltée peut être utilisée jusqu'à 24 heures après la récolte en étant refroidie à 4°C. Il s'agit alors de semence réfrigérée utilisée sur place ou transportée. Enfin, lorsque la semence est récoltée pour une conservation de durée indéterminée, elle est congelée dans l'azote liquide. Dans ce dernier cas, le suivi de la jument devra être strict pour obtenir une fécondation, car une fois décongelé le sperme ne sera viable que quelques heures.

Au cours du développement de la monte artificielle, ces différentes techniques d'insémination ont connu des évolutions différentes. Au début des années 90, les inséminations artificielles se font essentiellement avec de la semence fraîche, les inséminations en semence congelée ne concernent alors que quelques individus. Cependant l'insémination en semence congelée connaît un développement exponentiel en 1993, passant d'après les recensements publiés par l'IFCE, en une année de 33 saillies en 1992 (soit 0,2% des saillies en monte artificielle) à 2 091 saillies en 1993 (soit 9,6% des saillies en monte artificielle). Cette technique connaîtra son apogée en 2008, avec 9 037 saillies (Figure 4).

Les données concernant les inséminations en semence réfrigérée ne sont recensées dans les statistiques annuelles produites par l'IFCE, qu'à partir de 1995. Dès son utilisation, cette technique s'est rapidement répandue, voyant son usage multiplié par 5 en 10 ans (Figure 4) : 3 020 en 1995 (soit 12,9% des saillies en monte artificielle), contre 15 393 en 2004 (soit 39,5% des saillies en monte artificielle). Cependant cette tendance s'est ensuite inversée, avec une décroissance notable du nombre de saillies en semence réfrigérée retombant à 3 772 saillies en 2015 (soit 12,7% des saillies en monte artificielle).

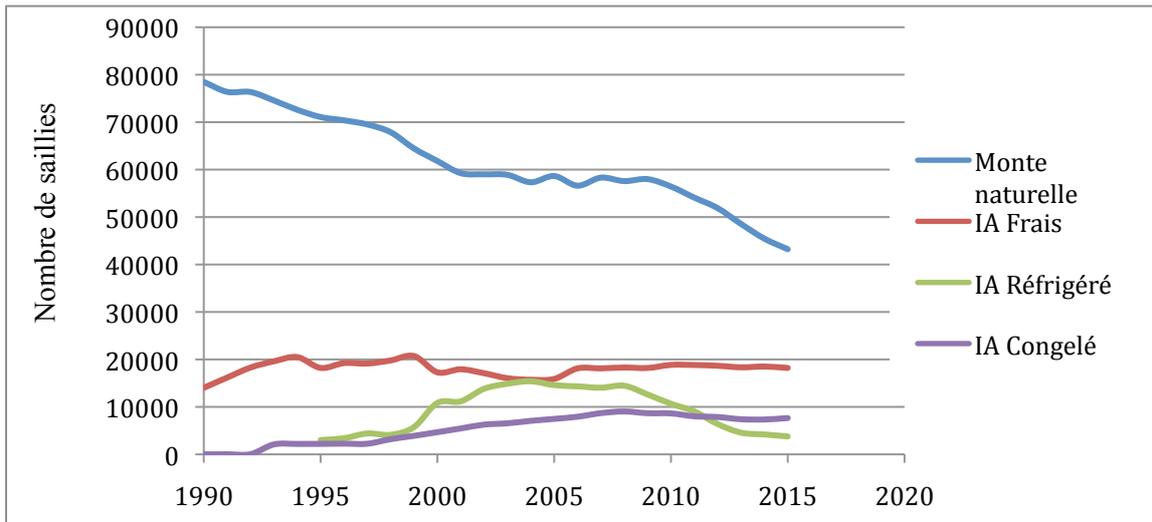


Figure 4 : Evolution du nombre de saillies en fonction du type de monte chez la jument de 1990 à nos jours

D'après IFCE - Haras Nationaux, 2016
(statscheval.haras-nationaux.fr)

Lorsque l'on compare les différentes techniques de monte artificielle entre elles (Figure 5), on constate que l'insémination en semence fraîche reste depuis 25 ans la technique privilégiée. En revanche, concernant les inséminations en semences réfrigérée et congelée, les tendances se sont inversées à partir des années 2010 lorsque la part des saillies en semence réfrigérée a diminué alors que celle des inséminations en semence congelée s'est accrue de manière constante depuis ses premières utilisations. En effet, l'insémination en semence réfrigérée connaît une réelle baisse d'utilisation à partir des années 2010, et ne représente plus que 5% des saillies en 2015 (monte naturelle et artificielle réunies), contre 15% en 2004, tandis que l'insémination en semence congelée a connu un essor, passant de cas sporadiques (0,2% des saillies) en 1993, à 25,8% des saillies en 2015 (statscheval.haras-nationaux.fr).

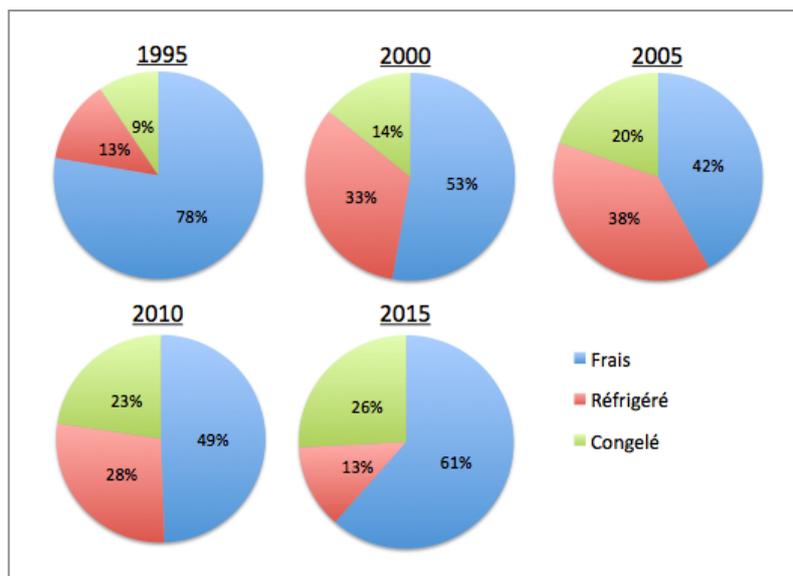


Figure 5 : Evolution de la part respective des techniques d'insémination artificielle chez la jument de 1995 à nos jours

D'après IFCE - Haras Nationaux, 2016
(statscheval.haras-nationaux.fr)

Cependant, bien que les techniques de monte artificielle se soient développées, le nombre de saillies décroît globalement depuis 2008 (toutes techniques de monte confondues). En effet le nombre total de saillies réalisées dans l'espèce équine en France est passé de 99 365 en 2008 à 72 850 en 2015, soit une chute de l'ordre de 27% (statistiques annuelles IFCE). Ce recul de la mise à la reproduction peut certainement s'expliquer par le contexte économique actuel et ses répercussions sur la filière équine.

C. Utilisation des différentes techniques selon le type d'équidé

Le recours aux différentes techniques de monte varie de façon très importante en fonction du type d'équidé produit (statscheval.haras-nationaux.fr).

En 2015, 20 786 saillies ont été réalisées chez les juments de type selle en France. Parmi ces saillies, les 4 techniques de monte (naturelle, insémination artificielle en semence fraîche, en semence réfrigérée, en semence congelée) sont utilisées lors de la mise à la reproduction de ce type d'équidé. La monte naturelle et les inséminations en semence congelée sont les types de monte qui prédominent, avec respectivement 8 631 et 6 852 saillies, soient respectivement 41% et 33% des saillies en 2015. Cependant, les inséminations en semence réfrigérée et fraîche sont tout de même largement pratiquées chez ce type d'équidé, puisqu'elles représentent respectivement 14% et 12% des saillies, soit 2 817 et 2 486 saillies en 2015 (Figure 6). De la même manière, les ponettes sont saillies avec ces 4 types de monte. En revanche pour ce type d'équidé, la monte naturelle prévaut largement sur les autres. En effet elle représente 76% des saillies, soit 4 987 saillies en 2015, sur un total de 6 525 (Figure 6).

Chez les juments de course ou les juments de trait, tous les types de monte ne sont pas représentés. En effet, parmi les 26 075 saillies réalisées sur des juments de course en 2015, la majorité (58%) ont été effectuées en insémination immédiate avec de la semence fraîche (soit 15 095 saillies en 2015) ou en monte naturelle (42%, soit 10 973 saillies). Seules 7 juments ont été inséminées à titre anecdotique avec de la semence réfrigérée ou congelée. Cela est dû aux réglementations fixées par les stud-books, et qui seront abordées dans une partie ultérieure. Chez les juments de trait, ce sont les conditions économiques et de mode d'élevage qui font de la monte naturelle l'essentiel des saillies pratiquées. En 2015, sur les 18 295 saillies réalisées, 96%, soit 17 554 saillies ont été réalisées en monte naturelle (Figure 6).

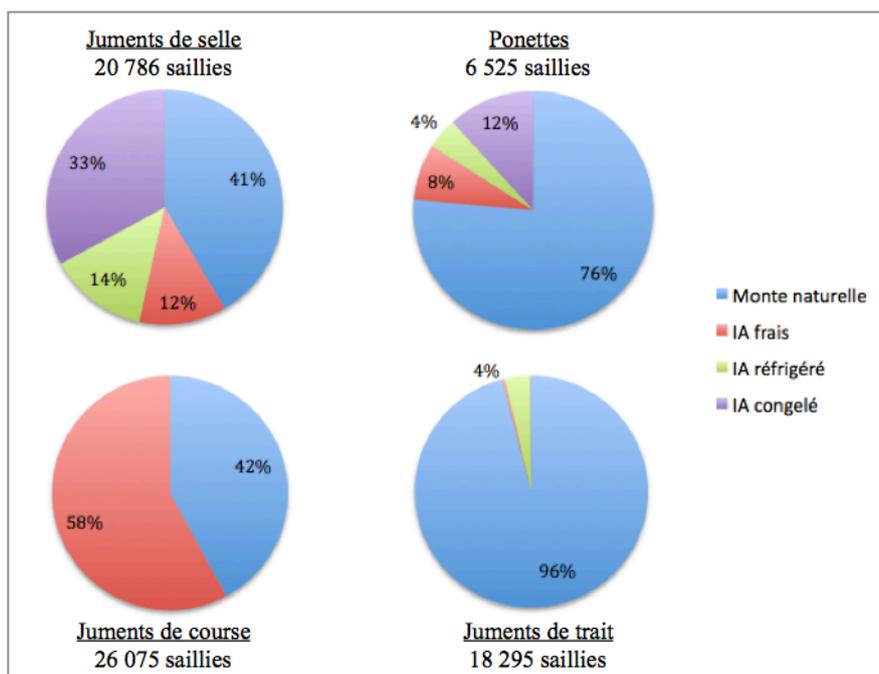


Figure 6 : Proportions relatives des différents types de monte en fonction du type de jument inséminées en France en 2015

D'après IFCE - Haras Nationaux, 2016
(statscheval.haras-nationaux.fr)

III. Réglementation relative à la monte artificielle

A. Réglementation relative aux acteurs

Seules les personnes disposant d'une licence d'inséminateur équin sont autorisées à mettre en place la semence lorsqu'une jument est mise à la monte artificielle. Cette licence est attribuée de droit à tout Docteur vétérinaire. Pour les personnes du secteur agricole (tous titulaires d'un Bac Pro CGEA (Conduite et Gestion de l'Exploitation Agricole), BTA (Brevet de Technicien Agricole) ou BTS PA (Productions Animales) ou d'un certificat d'aptitude aux fonctions d'inséminateur dans une autre espèce animale, ou tous professionnels justifiant d'au moins 5 ans d'activité en élevage équin), une formation de 5 semaines permet suite à un examen d'obtenir le certificat d'aptitude à réaliser des inséminations artificielles d'équidés. Si les Docteurs vétérinaires bénéficient donc du titre d'inséminateur équin de droit, les titres de chef de centre de collecte ou de chef de centre de transfert d'embryon ne sont obtenus en revanche qu'après le suivi d'une formation et la réussite à un examen de fin de formation (Tableau 2).

Le titre d'inséminateur équin permet à son titulaire de réaliser des inséminations en sperme frais, réfrigéré, et congelé, ainsi que de stocker les semences réfrigérées et congelées fournies par un centre de collecte agréé, sous réserve de suivre des règles strictes d'hygiène et de traçabilité. Cette qualification est à différencier de celle permettant la récolte et la préparation de semence qui nécessite l'obtention du titre de chef de centre de reproduction (les textes de loi relatifs à ces dispositions sont recensés dans le Tableau 3).

Tableau 2 : Titre et lieu d'exercice nécessaires en fonction de l'activité exercée en matière de reproduction équine

Activité	Titre	Lieu d'exercice
Insémination des équidés	Inséminateur équin	
Récolte de la semence et mise en place immédiate	Inséminateur équin	Centre de collecte agréé
Récolte, conditionnement et conservation de la semence	Chef de centre de collecte	Centre de collecte agréé
Transfert d'embryon	Chef de centre de transfert d'embryon	Centre de transfert d'embryon agréé

Tableau 3 : Textes de lois relatifs aux conditions d'insémination, de collecte et de stockage du sperme, et de transfert d'embryon chez les équidés

Textes de loi disponibles sur www.legifrance.gouv.fr

Texte	Contenu
Article L653-13	Exercice des activités d'insémination et de collecte par respectivement des inséminateurs équins et respectivement des titulaires d'une licence de chef de centre d'insémination
Arrêté du 4 novembre 2010	Conditions d'agrément sanitaire des centres de collecte de sperme d'équidés et les conditions sanitaires d'échanges intracommunautaires de sperme d'équidés
Articles R653-96	Modalités d'obtention de la licence de chef de centre d'insémination ou d'inséminateur
Arrêté du 21 janvier 2014	Certificats d'aptitude aux fonctions d'inséminateur et de chef de centre d'insémination artificielle dans les espèces équine et asine
Arrêté du 28 mars 1996	Conditions zootechniques relatives à la transplantation d'embryons dans les espèces chevaline et asine

B. Techniques approuvées par les stud-books

Les règles spécifiques applicables à la reproduction sont éditées dans le règlement stud-book de chaque race. Elles sont mises à jour annuellement, et ont pour objectif de fixer les conditions de sélection des reproducteurs, ainsi que les techniques de reproduction autorisées, afin de déterminer quels équidés seront autorisés à porter l'appellation de la race du stud-book concerné.

La France compte actuellement 53 stud-books regroupés au sein des livres généalogiques classifiés par type d'équidé : races de chevaux de sang (regroupant les races françaises de

chevaux de selle, les races étrangères de chevaux de selle, et les trois races de chevaux de course), races de poneys, races de chevaux de trait, races d'ânes. La commission des stud-books détermine les conditions d'approbation des étalons selon des critères zootechniques et sanitaires. Les étalons sont ainsi approuvés à produire dans un stud-book, mais peuvent tout de même saillir toutes les juments y compris celles appartenant à un stud-book différent. Lors de la mise à la reproduction d'une jument, il est donc indispensable de vérifier les techniques de reproduction autorisées par le stud-book dans lequel sera inscrit le poulain à venir, quel que soit le stud-book d'appartenance de l'étalon choisi.

Les règles relatives aux techniques de reproduction de chaque stud-book sont répertoriées dans les Tableaux 4 à 8.

Tableau 4 : Règlementation relative aux techniques de reproduction des stud-books
Chevaux de sang

La mention « + » signifie que la technique est autorisée, alors que la mention « - » signifie qu'elle est interdite.
D'après les stud-books respectifs pour chaque race
(IFCE - Haras Nationaux 2016)

	Monte naturelle	Insémination artificielle	Transfert d'embryon	Clonage	Insémination par semence congelée d'un étalon mort
Pur-sang	+ (*1)	-	-	-	-
Trotteur Français	+	+ (*2)	- (*3)	-	Non stipulé
AQPS	+ (*1)	-	-	-	-

(*1) : Seuls sont inscriptibles les produits issus d'une saillie naturelle de la poulinière par un étalon, celle-ci pouvant être immédiatement suivie d'un complément de la semence de cet étalon, provenant de cette saillie.

(*2) : Seules les inséminations réalisées sur le lieu de collecte de l'étalon sont autorisées. Les produits issus d'insémination en semence transportée ne sont pas inscriptibles au stud-book.

(*3) : A titre dérogatoire la commission du Stud-book autorise le transfert d'embryon (dossier de demande) si les 3 conditions suivantes sont réunies :

- la jument est âgée d'au moins 10 ans
- la jument est titulaire par elle-même ou par sa reproduction de victoires de groupe I (courses mentionnées dans l'annexe G du règlement stud-book du trotteur français)
- la jument a été saillie sans obtention de produit pendant 2 années consécutives

Tableau 5 : Règlementation relative aux techniques de reproduction des stud-books
Races françaises de chevaux de selle

La mention « + » signifie que la technique est autorisée, alors que la mention « - » signifie qu'elle est interdite.
D'après les stud-books respectifs pour chaque race
(IFCE - Haras Nationaux 2016)

	Monte naturelle	Insémination artificielle	Transfert d'embryon	Clonage	Insémination par semence congelée d'un étalon mort ou castré
Arabe	+	+	+	-	+
Anglo-arabe	+	+	+	- (*1)	+
Selle Français	+	+	+	Non stipulé	+
Camargue	+	-	-	-	-
Ariégeois de Castillon	+	+	+	Non stipulé	Non stipulé
Mérens	+	+	+	-	+
Henson	+	-	-	-	-
Corse	+	+	+	-	Non stipulé
Auvergne	+	+	+	-	Non stipulé
Anglo-normand	+	+	+ (*2)	-	Non stipulé

(*1) : Sauf dérogation

(*2) : Le transfert d'embryon est limité à un produit par an par jument

Tableau 6 : Règlementation relative aux techniques de reproduction des stud-books
Races étrangères de chevaux de selle

La mention « + » signifie que la technique est autorisée, alors que la mention « - » signifie qu'elle est interdite.
D'après les stud-books respectifs pour chaque race
(IFCE - Haras Nationaux 2016)

	Monte naturelle	Insémination artificielle	Transfert d'embryon	Clonage	Insémination par semence congelée d'un étalon mort ou castré
Akhal-téké	+	+	+	-	+
Appaloosa	+	+	+	-	Non stipulé
Barbe	+	+	-	Non stipulé	+
Crème	+	+	+	-	+
Frison	+	+	+	-	Non stipulé
Islandais	+	+	+	Non stipulé	+
Lipizzan	+	+	+	-	Non stipulé
Paint horse	+	+	+	-	+
Quarter horse	+	+	+	-	+
Lusitanien	+	+	+	-	+
Shagya	+	+	-	-	Non stipulé
Trakhener	+	+	+	-	Non stipulé

Tableau 7 : Règlementation relative aux techniques de reproduction des stud-books
Races de poneys

La mention « + » signifie que la technique est autorisée, alors que la mention « - » signifie qu'elle est interdite.
D'après les stud-books respectifs pour chaque race
(IFCE - Haras Nationaux 2016)

	Monte naturelle	Insémination artificielle	Transfert d'embryon	Clonage	Insémination par semence congelée d'un étalon mort ou castré
Connemara	+	+	+	-	+
Dartmoor	+	+	+	-	+
Fjord	+	+	-	-	Non stipulé
Poney Français de Selle	+	+	+	-	+
Haflinger	+	+	+	-	Non stipulé
Highland	+	+	-	-	Non stipulé
Landais	+	+	+	-	+
New forest	+	+	+	-	+
Pottok	+ (*1)	+	+	-	+
Shetland	+	+	-	Non stipulé	Non stipulé
Welsh	+	+	+	-	Non stipulé

(*1) : L'approbation « montagne » n'est valable que pour la monte en liberté et pour des animaux vivant en troupeau au minimum 7 mois en libre parcours sur les massifs du berceau de race.

Tableau 8 : Règlementation relative aux techniques de reproduction des stud-books
Chevaux de trait

La mention « + » signifie que la technique est autorisée, alors que la mention « - » signifie qu'elle est interdite.
D'après les stud-books respectifs pour chaque race
(IFCE - Haras Nationaux 2016)

	Monte naturelle	Insémination artificielle	Transfert d'embryon	Clonage	Insémination par semence congelée d'un étalon mort ou castré
Ardennais	+	+	+	Non stipulé	Non stipulé
Auxois	+	+	+	-	Non stipulé
Boulonnais	+	+	+	-	+
Breton	+	+	+	Non stipulé	+
Cob Normand	+	+	+	-	+
Comtois	+	+	+	-	+
Franches-Montagnes	+	+	+	-	Non stipulé
Mulassier du Poitou	+	+	+	Non stipulé	Non stipulé
Percheron	+	+	+	-	+ (*1)
Trait du Nord	+	+	+	-	+

(*1) : Il est possible d'utiliser la semence congelée des étalons morts ou castrés jusqu'à 5 ans après la mort ou la castration

C. Obligations réglementaires des inséminateurs

Lors de l'insémination d'une jument, avant la mise en place de la semence, l'inséminateur doit s'assurer :

- de l'identification de la jument à saillir
- du statut sanitaire de la jument en relation avec les exigences du stud-book auquel appartiendra le poulain à naître
- de l'identification des doses de semence utilisées.

Une fois la monte réalisée, l'inséminateur est responsable de la gestion administrative de la saillie. Il doit donc tenir à jour les documents de monte et les transmettre aux parties concernées dans les délais impartis. Chaque jument reçoit une carte de saillie comprenant :

- la déclaration de premier saut : à envoyer au SIRE dans les 15 jours suivant la première saillie
- l'attestation de saillie : à remettre au propriétaire de la jument suite au dernier saut ou à la dernière insémination
- le certificat de saillie ou formulaire de déclaration de naissance : à remettre au propriétaire une fois le paiement de la saillie versé, et qui sera suite renvoyé à l'éta lonnier dans les 15 jours suivant la naissance du poulain la déclaration de saillie : à renvoyer au SIRE en fin de saison.

Il est à noter que ces documents sont à présent uniquement disponibles en version numérique (sur le site : <http://www.ifce.fr/ifce/sire-demarches/avant-et-apres-la-saillie/carnet-de-saillie/>), sauf pour les chevaux de trait et les ânes pour lesquels la version numérique n'a été mise en place qu'en 2016, et pour lesquels les documents peuvent encore être édités au format papier.

IV. Pratiques de l'insémination

Quelle que soit la technique d'insémination utilisée, la préparation de la jument et du matériel sont des étapes primordiales pour le bon déroulement de l'insémination et son succès. La préparation de la jument restera la même quelle que soit le type d'insémination réalisé ; en revanche, les techniques de préparation et de mise en place de la semence diffèrent.

A. Préparation de la jument

Pour réaliser l'insémination dans les meilleures conditions, il est préférable de placer la jument dans un travail et de lui attacher la queue de façon à ce qu'elle soit relevée. Si cela est impossible, le vétérinaire peut avoir recours à un isolement artisanal (porte de box, ballot de paille) ou à la mise en place d'entraves. Dans tous les cas, pour des raisons de sécurité et de réussite, il est important de réaliser l'insémination dans un lieu calme et de limiter le stress de la jument. Afin de faciliter la mise en place de la semence, le rectum peut être vidé des crottins. La queue doit ensuite être placée dans un protège-queue en plastique avant le nettoyage de la région périnéale afin de limiter les contaminations du tractus génital lors de l'insémination, et ainsi de préserver le tractus génital de la jument et d'optimiser la réussite de l'insémination (IFCE, Haras Nationaux 2014)

Le lavage de la région périnéale peut se faire à la douchette ou au seau. Une série de trois lavages à la povidone iodée est recommandée, en respectant un protocole classique :

savonnage de la vulve, puis ses côtés et sous la vulve, en terminant par l'anus. Lors du troisième savonnage, le passage sur l'anus est supprimé. Lors du passage sur la vulve, il faut prendre garde à ne pas faire rentrer de produit à l'intérieur de celle-ci afin de ne pas irriter la muqueuse génitale. Une fois les trois savonnages réalisés, la vulve est soigneusement séchée à l'aide de papier essuie-tout. La jument est alors prête pour la mise en place de la semence.

B. Préparation de la dose

Au cours de sa manipulation, la dose d'insémination ne doit entrer en contact qu'avec du matériel stérile.

Lorsqu'il s'agit de semence fraîche ou réfrigérée (4°C), le matériel est préparé à température ambiante. La préparation du cathéter diffère en fonction du conditionnement de la dose lors de sa réception. Si la dose est en tube, le protocole est le suivant :

- découper l'enveloppe du cathéter du côté « embout seringue »
- brancher sur cet embout une seringue de 10 ou 20 ml, préalablement remplie avec 5 ml d'air
- enfiler le gant de palpation stérile
- sortir le cathéter de son sachet stérile avec la main non stérile
- relever la gaine sanitaire du cathéter avec la main stérile
- introduire le cathéter dans le tube contenant la dose et l'aspirer, terminer en aspirant un peu d'air pour ne pas perdre de semence lors de la suite des manipulations
- remettre la gaine sanitaire en place sur le cathéter.

Si la dose est déjà conditionnée dans la seringue, il suffit d'y aspirer 5 ml d'air avant de la brancher sur le cathéter d'insémination puis d'en pousser le contenu dans celui-ci en respectant les précautions de stérilité citées ci-dessus.

Dans les deux cas, les 5 ml d'air permettent lors de la mise en place de la dose dans la jument de vider totalement le contenu du cathéter afin d'inséminer la totalité de la dose.

Lorsque la semence est congelée, la sonde et les seringues doivent préalablement être placées dans une étuve à 35-40°C et les paillettes plongées 30 secondes dans un bain-marie à 35°C. En fonction du type de sonde utilisée, l'insémination peut se faire directement avec les paillettes (sonde munie d'un stylet poussoir), ou par l'intermédiaire d'une seringue (sonde doublée d'un cathéter). Une fois les paillettes sorties du bain-marie, leur extrémité scellée est coupée à l'aide de ciseaux propres et désinfectés. Si la sonde utilisée est munie d'un stylet, les paillettes sont prêtes à être utilisées ; sinon, leur contenu est vidé dans un tube à essai (préalablement placé à l'étuve) puis aspiré dans une seringue qui sera branchée au bout de la sonde d'insémination. Pour les vider, l'extrémité scellée préalablement coupée est placée dans le fond du tube à essai, puis la seconde extrémité est coupée à son tour afin de libérer le contenu des paillettes.

C. Mise en place de la semence

L'insémination artificielle consiste en la mise en place par une intervention humaine de la semence du mâle dans le tractus génital de la femelle. Il existe actuellement deux techniques de mise en place de la semence : la technique classique, qui consiste à déposer la semence dans le corps utérin à la sortie du col, et la technique d'insémination profonde, qui consiste à déposer la semence dans une corne utérine, le plus proche possible de l'oviducte.

Cette deuxième technique peut être utilisée pour la mise en place de la semence congelée, et requiert un suivi plus rapproché des juments et l'identification du follicule ovulatoire afin de déposer la semence dans la corne utérine ipsilatérale.

Le protocole d'insémination classique proposé par les Haras Nationaux (www.haras-nationaux.fr, onglets : « connaissances », « equi-paedia », « reproduction », « techniques d'insémination artificielle », « IA mise en place dans la jument », 2014) est le suivant :

- Protéger l'ensemble [extrémité du cathéter et gaine sanitaire] en le plaçant dans le creux de la main
- Lubrifier le dos de la main à l'aide de gel stérile non spermicide
- Introduire la main jusqu'au fond du vagin
- Repérer l'entrée du col de l'utérus et introduire l'index dans le canal cervical
- Faire progresser le cathéter en dessous de l'index, en l'orientant vers le bas, et en retenant la gaine sanitaire qui reste ainsi dans le vagin
- Pousser le cathéter dans l'utérus sur environ 10 cm
- Mettre la seringue en position verticale, et pousser doucement la dose
- Retirer le matériel de la jument et rincer le périnée et la vulve.

Lors de l'insémination artificielle profonde, la même technique est utilisée, mais une fois le col passé, la sonde est orientée dans la corne utérine concernée en s'aidant par palpation transrectale à l'aide de l'autre main. Afin de faciliter l'introduction de la sonde dans la corne, une traction latérale sur la corne opposée peut être réalisée, permettant ainsi l'alignement du corps et de la corne concernée. Une fois la jonction utéro-tubaire atteinte, la semence peut être déposée. Le matériel est ensuite retiré et la corne serrée entre les doigts de l'opérateur quelques secondes afin de maintenir en place le contenu déposé.

Dans les deux cas, la technique idéale pour travailler en conditions stériles est d'utiliser un double gant sur la main introduite dans le tractus génital. Avec cette technique, les souillures de l'entrée de l'appareil génital restent sur le gant externe et la main introduite jusqu'au col est alors plus propre.

Le double gant est utilisé de la façon suivante :

- Enfiler un gant stérile
- Prendre le cathéter d'insémination et le protéger dans le creux de sa main comme précédemment
- Enfiler le deuxième gant à moitié
- Couper le bout du deuxième gant et en tenir l'extrémité coupée dans sa main
- Lubrifier le dos de la main à l'aide de gel stérile non spermicide
- Introduire sa main dans l'appareil génital et lâcher le deuxième gant après avoir passé la vulve
- Retenir l'avancée du deuxième gant avec la main libre pendant la progression de la main stérile jusqu'au col.

Toutes ces étapes permettent ainsi de réaliser l'insémination dans les meilleures conditions et d'optimiser le résultat. Cependant, malgré l'ensemble de ses recommandations, il existe encore de nombreuses variations des pratiques sur le terrain. L'objectif de cette étude est donc de recueillir par le biais d'un questionnaire sur Internet, les pratiques mises en œuvre sur le terrain en matière de reproduction équine, par les vétérinaires français.

V. Etude des pratiques des vétérinaires français lors de la mise à la reproduction des juments

A. Matériels et méthodes

1. Description du questionnaire

En vingt questions, ce questionnaire a pour objectif de recueillir les pratiques couramment utilisées par les vétérinaires français lors de la mise à la reproduction des juments.

MAITRISE DES CYCLES

1. Lors de la mise à la reproduction d'une jument, avez-vous pour habitude de raccourcir l'anoestrus saisonnier?

- Non
- Oui, à l'aide d'un traitement lumineux
- Oui, à l'aide d'un progestagène (progestérone naturelle ou de synthèse (ex: altrenogest REGUMATE®))
- Oui, à l'aide d'un antagoniste de la dopamine (sulpiride, dompéridine)
- Oui, en associant traitement lumineux et progestagène
- Oui, en associant traitement lumineux et antagoniste de la dopamine

2. Utilisez-vous des méthodes de synchronisation de l'oestrus?

- Non
- Oui, à l'aide de prostaglandines
- Oui, en associant un progestagène et une prostaglandine

3. Si vous utilisez des prostaglandines, laquelle avez-vous l'habitude d'utiliser?

- Dinoprost (DINOLYTIC®)
- Dinoprost (ENZAPROST®)
- Cloprosténol (ESTRUMATE®)
- Cloprosténol (CYCLIX®)
- Cloprosténol (PLANATE®)
- Cloprosténol (UNIANDINE®)
- Luprostriol (PROSOLVIN®)
- Alfaprostol (ALFABEDYL®)

4. Si vous utilisez de la progestérone, quelle spécialité avez-vous l'habitude d'utiliser ?

- REGUMATE® (altrenogest)
- CIDR® (progestérone)
- PRID Delta® (progestérone)

INDUCTION DE L'OVULATION

5. Utilisez-vous un traitement pour induire l'ovulation?

- Oui, toujours
- Oui, sauf lors d'insémination en semence fraîche
- Oui, mais uniquement lors d'insémination en semence congelée
- Non, jamais

6. Pour induire l'ovulation, quelle spécialité administrez-vous en première intention?

- CHORULON® (hCG)
- RECEPTAL® (béséréline)
- BUSOL® (buséréline)
- SUPREFACT® (buséréline)
- ACEGON® (gonadoréline)
- CYSTORELINE® (gonadoréline)
- FERTAGYL® (gonadoréline)
- OVUPLANT® (desloréline)
- Autre (veuillez préciser)

7. Si vous utilisez un analogue de la GnRH (buséréline, gonadoréline, desloréline), vous pratiquez :

- Une administration unique
- Des administrations répétées

8. Si vous administrez de l'hCG (CHORULON®), quelle posologie utilisez-vous?

	Injection intraveineuse	Injection intramusculaire	Injection sous-cutanée
5000 UI	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>
2500 UI	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>
1500 UI	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>
1000 UI	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>

9. Pour administrer le traitement d'induction de l'ovulation, vous vous basez sur (plusieurs réponses possibles) :

- la présence d'un follicule pré-ovulatoire à l'échographie
- la présence d'un col ouvert
- la présence d'un utérus présentant des signes d'imprégnation oestrogénique à l'échographie
- la durée depuis le début de l'oestrus

SUIVI DES JUMENTS ET INSEMINATION

10. Selon le mode d'insémination, à l'approche de l'ovulation vous proposez un suivi des juments :

	Semence fraîche	Semence réfrigérée	Semence congelée
Toutes les 6h	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>
Toutes les 12h	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>
Toutes les 24h	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>
Toutes les 48h	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>

11. Juste avant de procéder à l'insémination, vous réalisez :

- un examen échographique des ovaires
- un examen du col
- rien une fois que le traitement d'induction a été administré

12. Selon le mode d'insémination, quel protocole utilisez-vous en général ?

	Semence fraîche	Semence réfrigérée	Semence congelée
1 insémination avant de constater l'ovulation	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>
1 insémination après avoir constaté l'ovulation	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>
Plusieurs inséminations dont 1 après avoir constaté l'ovulation	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>
Plusieurs inséminations jusqu'à constater l'ovulation	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>

13. Selon le mode d'insémination, si vous inséminez plusieurs fois, à quelle fréquence pratiquez-vous les inséminations?

	Semence fraîche	Semence réfrigérée	Semence congelée
Toutes les 6h	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>
Toutes les 12h	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>
Toutes les 24h	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>
Toutes les 48h	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>

14. Si vous administrez un traitement d'induction de l'ovulation, en général vous pratiquez la première insémination :

- Après avoir constaté l'ovulation par échographie transrectale
- 12h après l'administration du traitement d'induction de l'ovulation
- 24h après l'administration du traitement d'induction de l'ovulation
- 36h après l'administration du traitement d'induction de l'ovulation
- 48h après l'administration du traitement d'induction de l'ovulation
- Je n'administre pas de traitement d'induction de l'ovulation

VOUS CONNAITRE

15. Département d'exercice

16. Type d'activité

- Equine pure
- Mixte à dominante équine
- Mixte à dominante autre

17. Ordre de grandeur du nombre de juments inséminées chaque années :

- < 50
- 50 à 100
- 100 à 200
- > 200

18. Comment qualifieriez-vous la reproduction au sein de votre activité?

- Activité en croissance
- Activité stable
- Activité en décroissance

19. Votre clientèle est essentiellement constituée de (plusieurs réponses possibles) :

- Juments de courses et de sport de haut niveau
- Juments de loisir et de compétition
- Juments de loisir
- Juments de trait

20. Vous pratiquez les examens gynécologiques :

- Majoritairement au sein de vos locaux
- Majoritairement chez les éleveurs ou particuliers
- A part égale au sein de vos locaux et chez les éleveurs ou particuliers

Figure 7 : Questionnaire mis en ligne

Les questions sont divisées en 3 parties (détaillées ci-dessous) afin d'aborder successivement les habitudes des vétérinaires en matière de maîtrise des cycles, d'induction de l'ovulation, puis de suivi des juments et d'insémination en fonction du type de semence utilisé. Une dernière partie permet de mieux connaître l'activité des vétérinaires ayant participé à l'étude.

a) Maîtrise des cycles

Dans cette partie, deux axes se différencient. L'objectif de la première question est de savoir si les vétérinaires ont recours à des techniques pour raccourcir l'œstrus saisonnier, et le cas échéant s'ils utilisent le conditionnement lumineux seul ou en association avec des moyens chimiques. Les 3 questions suivantes (questions 2 à 4) concernent la synchronisation de l'œstrus et le choix des spécialités proposées dans le commerce (question 3 : prostaglandines, question 4 : progestérone).

b) Induction de l'ovulation

Cinq questions sont consacrées à l'induction de l'ovulation. La question 5 permet de savoir si le vétérinaire interrogé a pour habitude de recourir à l'induction de l'ovulation avant l'insémination, tandis que la question 9 permet d'objectiver les critères décisifs permettant de procéder à l'induction. Les questions 6 à 8 permettent de connaître les spécialités couramment utilisées pour induire l'ovulation, parmi l'hCG et les analogues de GnRH, ainsi que leur mode d'utilisation (fréquence, dose).

c) Suivi des juments et insémination

Dans cette partie, l'objectif est de connaître les différents protocoles utilisés en fonction du type de semence utilisé pour l'insémination (insémination en semence fraîche, réfrigérée, ou congelée). Certaines questions sont proposées sous forme de tableau. En effet, pour les 3 types de semence, l'objectif est de connaître : la fréquence des suivis à l'approche de l'ovulation (question 10) ; le nombre d'inséminations effectuées et le moment auquel elles sont réalisées par rapport à l'ovulation (question 12) ; la fréquence des différentes inséminations si elles sont multiples ; et s'il y a un traitement d'induction d'ovulation administré, la durée entre celui-ci et la première insémination (question 13). La question 11 concerne de manière générale les vérifications effectuées avant d'inséminer, s'il y en a (examen échographique des ovaires, examen du col).

d) Vous connaître

Les cinq dernières questions permettent de mieux connaître la population répondant au questionnaire, au travers du département d'exercice, du type d'activité du vétérinaire, et de la part que représente la reproduction équine dans sa pratique (questions 15 à 20).

2. Mise en ligne et diffusion du questionnaire

Le questionnaire a été conçu et mis en ligne par l'intermédiaire du site [surveymonkey.com](https://www.surveymonkey.com). Le lien pour y répondre a été mis en ligne le 7 Octobre 2016 sur la page d'accueil du magazine Le Nouveau Praticien Vétérinaire, aux éditions NEVA (Nouvelles Editions Vétérinaires et Alimentaires). Il a ensuite été diffusé par courriel le 27 Octobre 2016, auprès des praticiens vétérinaires abonnés au magazine, grâce à l'aimable participation de Madame Maryvonne Barbaray, gérante et directrice des publications aux éditions NEVA.

B. Résultats obtenus et discussion

1. Population ayant répondu

a) Répartition géographique et activité des participants

Après 3 semaines de diffusion, 65 vétérinaires ont participé à l'étude (soit 3,5% des vétérinaires exerçant une activité équine en France). Parmi les participants, 50% ont une activité équine exclusive (soit 5,6% des vétérinaires exerçant en équine pure), 21,2% ont une activité mixte à dominante équine, et 28,8% ont une activité mixte dont l'équine n'est pas dominante. Des praticiens de toute la France ont participé (y compris un vétérinaire exerçant à Wallis et Futuna), avec un nombre plus important de participants (22%) dans les régions d'élevage (Normandie, Bretagne, Pays de la Loire), ainsi qu'en région Lorraine (9%). Parmi les participants, 26% n'ont pas indiqué leur département d'exercice.

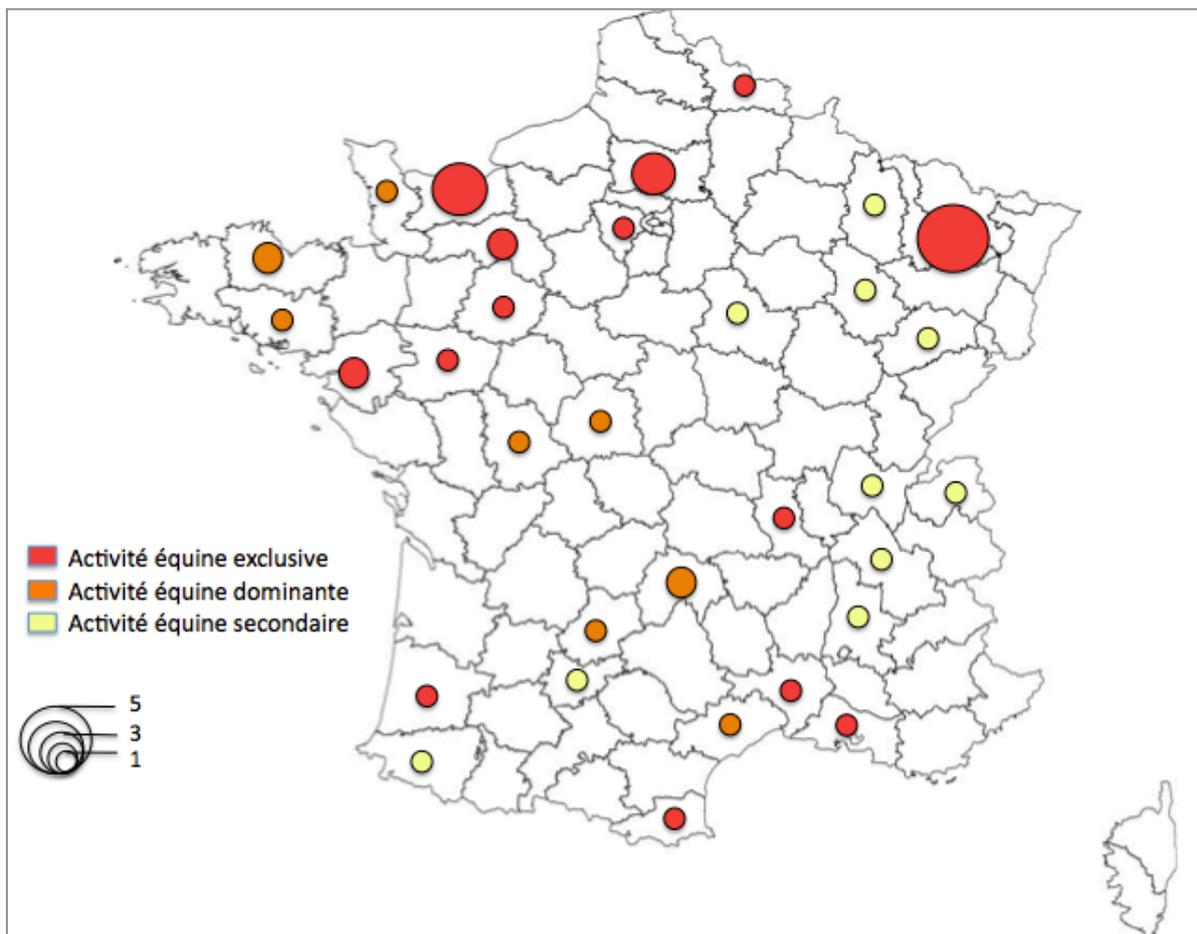


Figure 8 : Département d'origine des vétérinaires ayant participé à l'étude
(n = 48)

La taille des cercles correspond au nombre de vétérinaires ayant répondu dans chaque département, la couleur à leur activité

La majorité des praticiens ayant répondu à l'étude inséminent moins de 50 juments par an (56,9%), une minorité (9,8%) en inséminent plus de 200. Ceux-ci se trouvent tous en région Normandie (sauf un praticien exerçant dans les Pyrénées Atlantiques). Parmi les autres, 17,6% suivent environ entre 50 et 100 juments par an, et 15,7% entre 100 et 200 (Figure 9).

La majorité des praticiens ayant participé à l'étude considèrent la reproduction comme un domaine d'activité stable ou en croissance (respectivement 42,3% et 36,5%) et un cinquième d'entre eux l'estiment en une baisse (21,2%) (Figure 10).

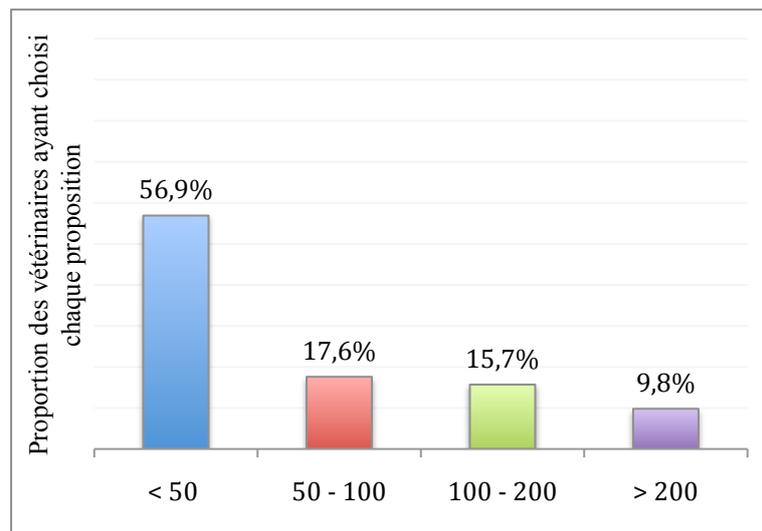


Figure 9 : Nombre de juments suivies en reproduction chaque année au sein de l'activité des vétérinaires ayant répondu à l'étude (n = 52)

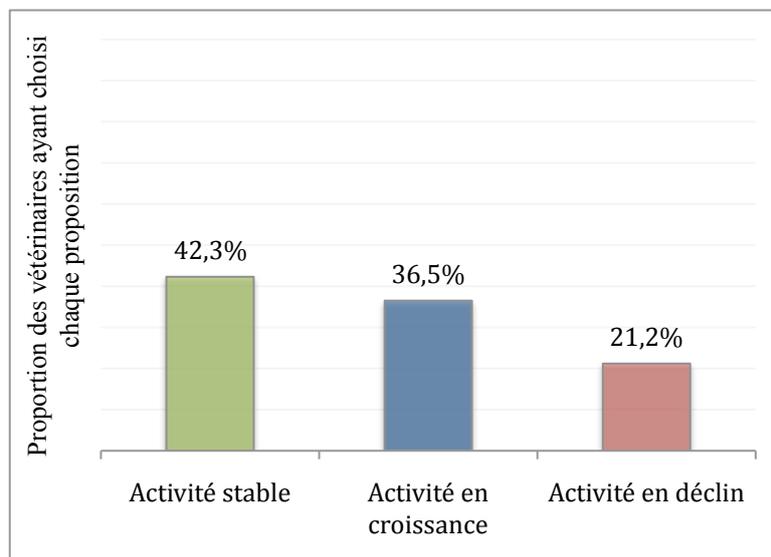


Figure 10 : Evolution de la reproduction au sein de l'activité des vétérinaires ayant répondu à l'étude (n = 52)

b) Juments mises à la reproduction dans les clientèles des participants

La grande majorité sont des juments de loisirs et de compétition (59,6%), suivies par les juments de course ou de sport de haut niveau essentiellement présentes dans le Grand Ouest (36,5%). Les juments de loisir (19,2%) et les juments de trait représentent une clientèle moindre (11,5%) en relation avec l'effectif beaucoup plus faible présent sur le territoire français comparé aux autres types d'équidés (Figure 11).

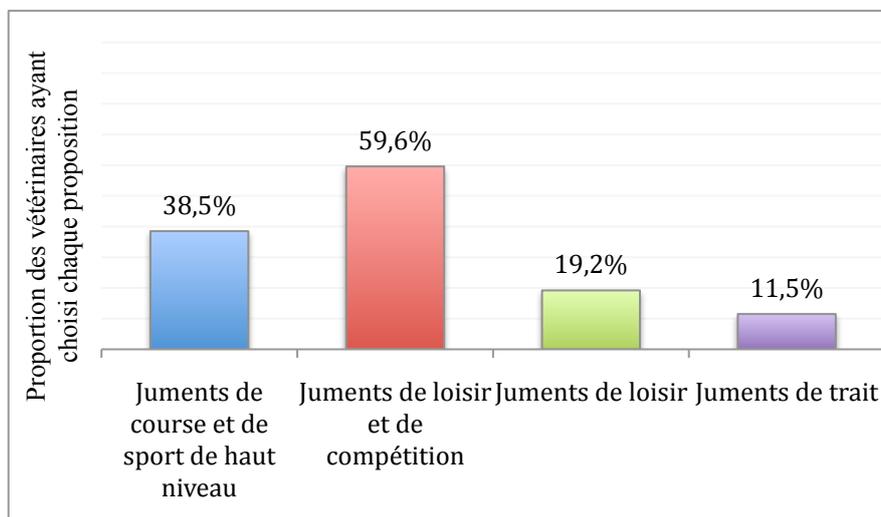


Figure 11 : Type de juments mises à la reproduction parmi les clientèles des praticiens ayant répondu à l'étude (n = 52)

2. Maîtrise des cycles

Le cycle de la jument se caractérise par la succession de deux phases. On distingue une saison de reproduction correspondant à la période estivale, phase d'activité ovarienne au cours de laquelle les cycles œstraux se succèdent, puis un anœstrus saisonnier, caractérisé par une inactivité ovarienne. Ces deux phases se succèdent grâce à deux périodes de transition, la transition printanière et la transition automnale, au cours desquelles l'œstrus peut être allongé (Davies Morel 2003). La sortie de l'anœstrus saisonnier est permise par la modification des conditions environnementales stimulant la reprise de l'activité ovarienne. Ainsi, dans notre hémisphère, on considère que la saison de reproduction s'étend globalement de mars à juillet. Cependant, lors de la mise à la reproduction d'une jument, la transition printanière peut être raccourcie, permettant ainsi l'établissement de cycles œstraux exploitables plus tôt dans l'année. Pour cela, plusieurs stratégies existent, telles que la mise en place d'un conditionnement lumineux, la stimulation par contact avec un étalon (Wespi et al. 2014), ou le recours aux traitements médicaux. Les hormones utilisées le plus fréquemment à cette fin sont les progestagènes ou les antagonistes de la dopamine.

a) Induction de l'œstrus

Parmi les vétérinaires ayant répondu au questionnaire, 44,4% recourent à l'emploi de techniques d'induction de l'œstrus. Ils utilisent pour induire l'ovulation, en majorité le traitement lumineux (20,3%), et bien moins fréquemment l'administration d'un progestagène seul, ou d'autres associations de traitement (Figure 12).

Historiquement, la première stratégie utilisée pour stimuler la reprise de l'activité ovarienne était la mise en place d'un traitement lumineux (Burkhardt 1947). Il s'agit encore aujourd'hui d'une pratique largement répandue puisque, comme dit ci-dessus, parmi les 44,4% de vétérinaires qui utilisent des techniques d'induction de l'œstrus, la moitié mettent en place un tel traitement (20,3% des participants au questionnaire). Physiologiquement, l'allongement de la photopériode permet de réduire la synthèse de mélatonine, et permet ainsi la reprise de l'activité gonadotrope de l'axe hypothalamo-hypophysaire, dont les pulses de LH et FSH sont responsables de l'apparition de l'œstrus (Davies Morel 2003).

Depuis le développement de cette technique, plusieurs protocoles de luminothérapie ont été testés au cours des années et se sont révélés efficaces pour avancer la période de mise à la reproduction. Pour obtenir une ovulation en Février, les Haras Nationaux recommandent par exemple de maintenir un éclairage à l'aide d'une ampoule blanche de 200 Watts pour une surface de box de 30m², dès la tombée de la nuit et cela jusqu'à 23 heures, à partir du 1^{er} Décembre (Bernardeau et al. 2013). De nombreux autres protocoles existent, cependant, le principe reste toujours le même. Il s'agit d'allonger la durée de la période de jour d'au moins 2 heures par jour (Sharp 2011), et préférentiellement le soir (Palmer et al. 1982) afin d'accélérer la survenue de la première ovulation.

En revanche, bien qu'efficace, ce type de traitement reste tout de même contraignant, car il nécessite une mise en place précoce et une durée minimale de 8 à 10 semaines (soit une mise en place du traitement début Décembre pour obtenir une première ovulation en Février). Moins contraignant, les progestagènes (progestérone naturelle ou altrenogest), et les antagonistes de la dopamine (sulpiride ou dompéridine) permettent également de raccourcir la période de transition printanière. Dans notre étude, aucun participant au questionnaire ne rapporte l'utilisation des antagonistes de la dopamine seuls ; en revanche 6,3 % utilisent les progestagènes pour induire l'œstrus (Figure 12).

Les progestagènes en exerçant un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire entraînent un arrêt de la maturation folliculaire et de la cyclicité ovarienne chez la jument. Ainsi, suite à une administration prolongée de progestagènes (10 à 20 jours), l'arrêt du traitement entraîne une levée du rétrocontrôle négatif mis en place, et donc une reprise de l'activité de l'axe hypothalamo-hypophysaire. Un pic de LH est alors obtenu et permet, quelques jours plus tard la survenue d'une ovulation (Bernardeau et al. 2013).

Parmi les progestagènes, on trouve la progestérone naturelle, utilisable par voie injectable à raison de 150 mg par jour par voie intramusculaire, ou sous forme de dispositif vaginal à libération prolongée. L'altrenogest, progestérone de synthèse est quant à lui disponible sous forme orale (REGUMATE Equin®, MSD Santé Animale, Beaucouze, France) et s'utilise à raison de 0,044 mg/kg administrés dans la ration quotidiennement. Cependant, les progestagènes agissant sur la régression des follicules en croissance, ils ne sont utilisables lors de la transition printanière que lorsque la croissance folliculaire a déjà démarré, et qu'un follicule de 25 mm de diamètre au moins est présent. Leur utilisation est donc tardive et peut être remplacée par l'administration d'antagoniste de la dopamine qui ne nécessite pas la présence de follicules déjà en croissance (Webel et Squires 1982).

En effet, lors la saison de reproduction, les juments présentent des taux de dopamine moindres dans le liquide cébrospinal qu'au cours de l'anœstrus hivernal (Melrose et al. 1990). Le cortex ovarien disposant de récepteurs à la dopamine, certains auteurs se sont attachés à chercher l'effet des molécules antagonistes de la dopamine sur la cyclicité des juments et la levée de l'anœstrus saisonnier. Parmi les antagonistes de la dopamine on distingue la dompéridone et le sulpiride (ces molécules ne disposent pas d'AMM équine en France). De nombreuses études ont été réalisées pour évaluer l'efficacité de ces molécules sur la levée de l'anœstrus, avec des résultats variables. Ainsi, alors que certaines études ont mis en évidence l'effet positif de la dompéridone pour stimuler la production de prolactine, la

croissance folliculaire et l'avancée de la survenue de la première ovulation sur des juments en anœstrus hivernal profond (Brendemuehl et Cross 2000), d'autres études n'ont pas obtenu une induction de l'ovulation avancée avec cette molécule (McCue et al. 1999). L'efficacité de la dompéridone pour induire l'œstrus n'est donc pas certaine. En revanche, concernant le sulpiride, les résultats expérimentaux sont bien moins controversés, puisque plusieurs études se sont accordées pour montrer que l'administration de sulpiride permettait d'accélérer l'apparition de la cyclicité chez les juments en période de transition printanière et en anœstrus profond. En 2011, Panzani et al. ont par exemple démontré que l'administration quotidienne de 1 mg/kg de sulpiride à des juments en période de transition permettait d'avancer de manière significative la survenue de la première ovulation (Panzani et al. 2011). En effet sur un effectif de 49 juments, 34 ont reçu 1 mg/kg de sulpiride en administration quotidienne une fois qu'un follicule de 25 mm de diamètre était présent. Les autres n'ont reçu aucun traitement pour et former le groupe contrôle. La mise en place du traitement a démontré une avancée significative de l'ovulation, apparue en 18 jours en moyenne chez les juments traitées contre 43 jours chez les juments non traitées. La variabilité des résultats obtenus concernant l'efficacité de ces deux molécules antagonistes de la dopamine pourrait être expliquée par les variations de conditions environnementales (climat, photopériode, alimentation, etc.) influant de manière certaine sur la levée de l'anœstrus dans les conditions naturelles. En 2009, une étude italienne s'est donc attelée à comparer les effets du sulpiride et de la dompéridone sur le cycle de juments en anœstrus profond hébergées sous les mêmes conditions environnementales. Pour cela, les juments recevaient respectivement 1 mg/kg de sulpiride, 1 mg/kg de dompéridone, ou aucun traitement. Cette étude a permis de mettre en évidence l'efficacité du sulpiride pour avancer l'apparition de la période de transition (caractérisée par la présence d'un follicule de diamètre supérieur à 25 mm), ainsi que la stimulation de la croissance folliculaire qui se trouve alors accélérée, et l'induction avancée de la première ovulation. En revanche, dans cette étude la dompéridone n'a pas donnée de résultats positifs en comparaison avec le sulpiride. En effet, la période de transition survenue en moyenne après 16 jours de traitement avec le sulpiride, n'a été observée qu'à 46 jours avec la dompéridone, et la première ovulation n'est apparue qu'au 74^{ème} jour avec la dompéridone contre le 36^{ème} jour pour le sulpiride. Cette différence d'efficacité entre ces deux molécules antagonistes de la dopamine pourrait s'expliquer par le fait que la dompéridone, contrairement au sulpiride, ne traverse pas la barrière hémato-méningée (Mari et al. 2009).

Ainsi, bien que les résultats concernant la dompéridone restent controversés, il semblerait donc que l'utilisation du sulpiride, à raison de 1 mg/kg, permette d'accélérer la levée de l'anœstrus chez des juments en anœstrus profond. Il est important de souligner qu'il s'agit là de la seule molécule ayant un effet sur la période d'anoestrus profond et non uniquement sur la période de transition.

D'autres molécules ont été testées pour induire l'œstrus chez les juments en période de transition. Il s'agit notamment de la buséréline (analogue de GnRH) (Harrison et al. 1990) ou de la eFSH (equin Follicle Stimulating Hormone) (Niswender et al. 2004). Cependant, ces molécules nécessitent la mise en place de protocoles lourds nécessitant des injections biquotidiennes, et les résultats obtenus sont parfois controversés. Elles ne sont donc pas utilisées en pratique.

Les progestagènes et les antagonistes de la dopamine peuvent ainsi être utilisés pour induire un œstrus précoce en début de saison de reproduction, se substituant ainsi au traitement lumineux. Cependant, ces molécules peuvent également être utilisées en association avec celui-ci afin de réduire la durée du traitement et ses contraintes. En effet, la mise en place d'un traitement hormonal, à la suite de 30 à 60 jours de conditionnement

lumineux permet d'induire l'œstrus plus rapidement que lors de l'utilisation de la lumière seule qui nécessite une durée de 8 à 10 semaines pour être efficace (Squires 2008). Cette stratégie d'association est utilisée par 7,8% des participants au questionnaire. Parmi eux, 4,7% utilisent l'association du traitement lumineux avec l'administration d'un progestagène, alors que 3,1% associent à la lumniothérapie l'administration d'un antagoniste de la dopamine (Figure 12).

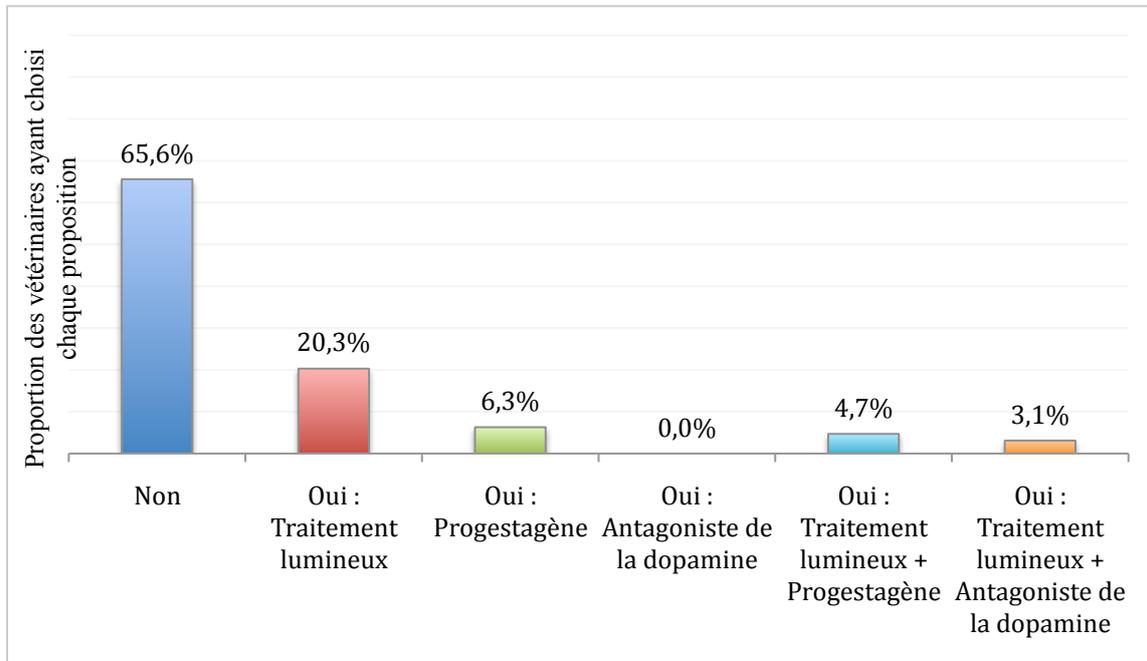


Figure 12 : Pratique et modalités d'induction de l'œstrus pour avancer la saison de reproduction (n = 64)

Ainsi, l'induction de l'œstrus est une pratique non majoritaire mais tout de même répandue (44,4%), et pour laquelle il existe plusieurs stratégies. L'utilisation de la lumniothérapie seule est aujourd'hui la plus utilisée (20,3 %) bien qu'elle nécessite la mise en place d'un protocole long et contraignant. Elle est donc parfois substituée par les praticiens interrogés par la mise en place d'un traitement progestagène (6,3%). Bien qu'efficace, l'administration de progestagène ne peut cependant pas être utilisée en période d'anoestrus profond ou en début de transition puisqu'elle nécessite la présence d'un follicule d'au moins 25 mm de diamètre. En revanche, cette contrainte ne s'applique pas à l'administration d'antagonistes de la dopamine tel que le sulpiride. Cette molécule n'est pourtant pas utilisée seule pour induire l'œstrus par les praticiens ayant participé à l'étude (0%), malgré son efficacité prouvée. Les antagonistes de la dopamine sont donc plutôt utilisés en association d'un traitement lumineux (3,1%), afin de réduire sa durée. Les progestagènes sont également utilisés en association du traitement lumineux (4,7%) pour les mêmes raisons.

b) Synchronisation de l'œstrus

Dans certaines situations il peut être intéressant de synchroniser l'œstrus d'une jument ou d'un groupe de juments afin de maîtriser l'obtention d'une ovulation lors d'un jour souhaité. Cela peut par exemple être le cas pour synchroniser l'ovulation d'une jument avec le

jour de récolte d'un étalon, ou pour synchroniser un groupe de juments dans le cadre du transfert d'embryon.

Pour cela, deux protocoles sont utilisables. La synchronisation de l'œstrus peut être obtenue avec une injection à dose lutéolytique de prostaglandines PGF2alpha chez une jument en phase lutéale depuis plus de 5 jours, ou avec l'association d'un traitement progestatif d'au moins 7 jours et d'une injection lutéolytique de PGF2alpha le dernier jour.

Parmi les praticiens ayant répondu au questionnaire, la moitié (49,2%) ont recours à la synchronisation de l'œstrus, et parmi eux, 27,7% administrent une injection simple de prostaglandine, alors que les 21,5% restants utilisent les progestagènes en association avec celle-ci (Figure 13).

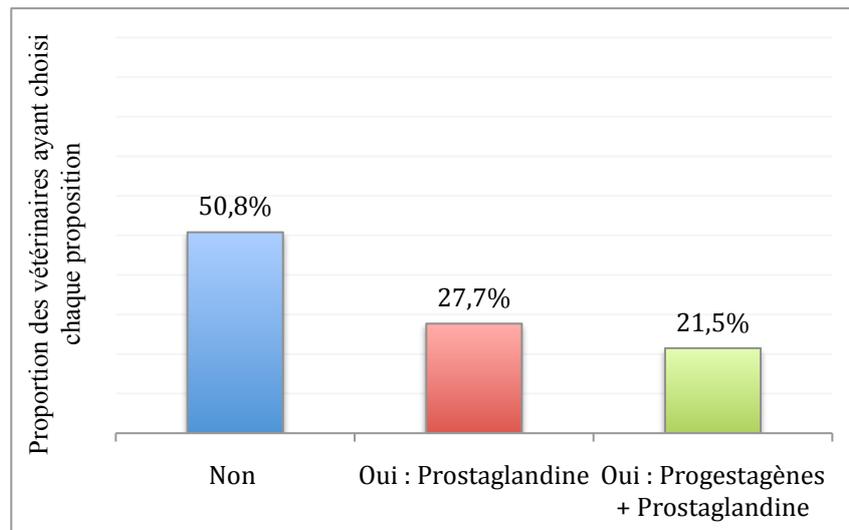


Figure 13 : Pratique et modalités de la synchronisation de l'œstrus (n = 65)

c) Molécules utilisées

Parmi les progestagènes présents sur le marché français, on distingue trois spécialités : REGUMATE Equin® 2,2 mg/mL, solution orale d'altrenogest, ou deux dispositifs vaginaux disposant d'une AMM pour les bovins, le CIDR 1,38g ® (Zoetis, Malakoff, France) et le PRID Delta 1,55g ® (CEVA Santé Animale, Libourne, France).

Le REGUMATE® est en France la spécialité la plus utilisée. En effet 89,1% des praticiens interrogés l'utilisent pour induire l'ovulation. La posologie recommandée : 0,044 mg/kg/jr pendant 10 jours (Bruyas 2009) entraîne un coût de traitement de l'ordre de 30 euros pour une jument de 500 kilos. Les praticiens n'utilisant pas le REGUMATE Equin® mettent en place le dispositif vaginal PRID Delta®, dont le coût est de 13 euros l'unité. Le dispositif vaginal CIDR® n'est quant à lui pas utilisé par les praticiens ayant répondu à cette question (Figure 14).

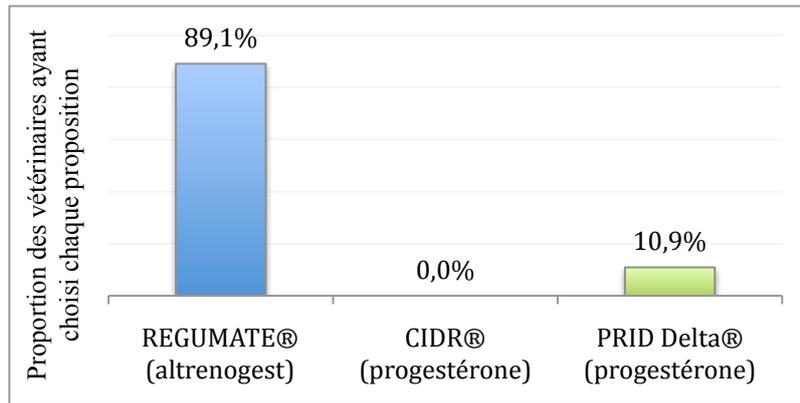


Figure 14 : Progestagènes utilisés lors de l'œstrus ou sa synchronisation (n = 55)

En 2013, une étude espagnole s'est intéressée à la comparaison de ces deux types de formulations pour induire l'œstrus chez des juments en phase de transition printanière. Dans cette étude, 42 juments ont reçu soit 0,044 mg/kg d'altrenogest (REGUMATE Equin®) pendant 11 jours, 1,38 g de progestérone par pose d'un dispositif vaginal (CIDR®) pendant 11 jours, 1,38 g de progestérone par pose d'un dispositif vaginal (CIDR®) pendant 8 jours, et aucun traitement pour les juments appartenant au groupe témoin. Toutes les juments ayant reçu le dispositif vaginal ont présenté des signes d'œstrus, alors que 3 juments sur 11 n'ont pas répondu au traitement dans le groupe ayant été traité avec l'altrenogest. Le taux global d'obtention d'œstrus était ainsi de 88,5%. Au cours de l'œstrus ainsi déclenché, 73,1% des juments ont correctement ovulé, sans qu'il n'y ait de différence significative concernant le moment d'apparition de l'ovulation, ou la taille du follicule ovulatoire, entre les 3 groupes (Vizuete et al. 2013). De plus, bien que les dispositifs vaginaux soient destinés aux vaches, cette étude a permis de confirmer qu'ils étaient bien tolérés par les juments. Seules quelques unes ont présenté une vaginite légère, régressant rapidement et non associée à une endométrite ou à un trouble de la fertilité.

Les dispositifs vaginaux de progestérone constituent donc une bonne alternative au traitement par voie orale d'altrenogest, permettant ainsi de diminuer la durée du traitement (8 jours au lieu de 11), et de faciliter son observance. Leur utilisation reste cependant très peu répandue.

Les antagonistes de la dopamine ne disposent pas actuellement d'AMM équine en France. On trouve le sulpiride dans le DOGMATIL® (Sanofi-Aventis, Paris, France), spécialité formulée pour la médecine humaine, disponible en comprimés sécables de 200 mg ou en solution buvable. Une administration de 1 mg/kg/jr pendant au moins 15 jours (Panzani et al. 2011) revient donc à administrer 2,5 comprimés par jour ou 100 ml de solution à une jument de 500 kg, soit un coût de traitement d'environ 10 à 12 euros.

Concernant les prostaglandines, 4 molécules sont commercialisées en France. Quatre spécialités disposent d'une AMM équine. Il s'agit dans leur ordre d'utilisation par les praticiens interrogés (Figure 15) :

- luprostriol : PROSOLVIN®, Virbac, Carros, France (40%)
- cloprosténol : ESTRUMATE® MSD Santé Animale, Beaucauze, France (30%),
- dinoprost : DINOLYTIC® Zoetis, Malakoff, France (16,7%)
- alfaprostol : ALFABEDYL® CEVA Santé Animale, Libourne, France (11,7%).

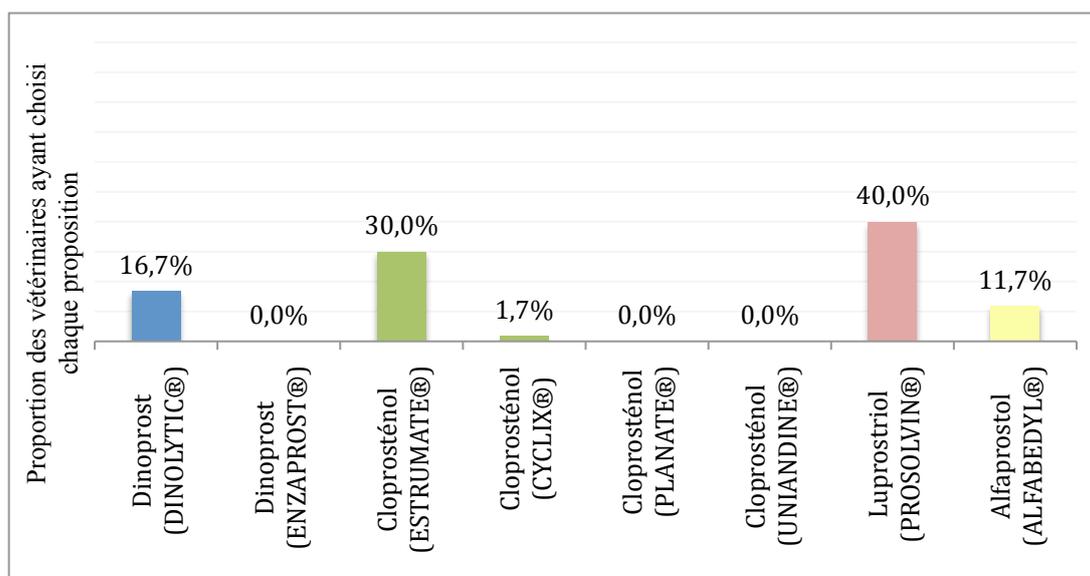


Figure 15 : Prostaglandines utilisées lors de la synchronisation de l'œstrus (n = 60)

D'autres spécialités sont disponibles sur le territoire français mais ne disposent pas d'AMM équine et sont très peu utilisées par les praticiens ayant répondu à l'étude (Figure 14). Contenant du cloprosténol, on trouve les spécialités CYCLIX® Virbac, Carros, France, PLANATE® MSD Santé Animale, Beaucouze, France, et UNIANDINE® MSD Santé Animale, Beaucouze, France, et contenant de dinoprost, on trouve la spécialité ENZAPROST® CEVA Santé Animale, Libourne, France.

La comparaison de l'efficacité de ces différentes molécules ne semble pas avoir été étudiée clairement. Cependant utilisées à doses recommandées (Tableau 9), on peut considérer qu'il n'existe pas de différence concernant leur activité lutéolytique (Bruyas 2009).

Tableau 9 : Prostaglandines commercialisées en France et modalités d'administration (IM : Intramusculaire)

Molécule	Dose en mg par jument	Voie d'administration	Coût du traitement
Luprostriol	7,5	IM	2 euros
Cloprosténol	0,25 à 0,5	IM	3 à 6 euros
Dinoprost	5 à 10	IM	0,5 à 1 euros
Alfaprotol	3 à 4	IM	2 à 3 euros

Une fois l'œstrus déclenché, l'enjeu de la reproduction repose sur la survenue de l'ovulation et de sa surveillance. En effet, nous verrons par la suite que la concomitance de l'ovulation et de l'insémination sont des éléments déterminants pour la réussite de la mise à la reproduction. Comme pour l'induction de l'œstrus, il existe donc des techniques d'induction de l'ovulation qui permettent de contrôler son apparition et ainsi de mieux contrôler le cycle de la jument à inséminer.

3. Induction de l'ovulation

Induire l'ovulation permet d'anticiper sa survenue et ainsi de pouvoir à la fois minimiser le nombre d'inséminations et inséminer dans le plus court délai possible par rapport à l'ovulation, tout en allégeant le suivi des juments. Pour induire l'ovulation deux catégories de produits sont utilisées en France, l'hCG et les analogues de la GnRH.

a) Induction pharmacologique de l'ovulation

Parmi les praticiens interrogés, seuls 7,1 % ne recourent jamais à l'induction pharmacologique de l'ovulation. L'induction de l'ovulation est donc une pratique très largement répandue. Parmi ceux qui l'utilisent, on constate que si 42,9 % y recourent de manière systématique, d'autres adaptent son utilisation au type de monte choisi. En effet, 26,8% des praticiens n'induisent pas l'ovulation s'ils utilisent de la semence fraîche lors de l'insémination, et 23,2 % ne mettent en place cette stratégie que lorsqu'ils prévoient une insémination à l'aide de semence congelée (Figure 16).

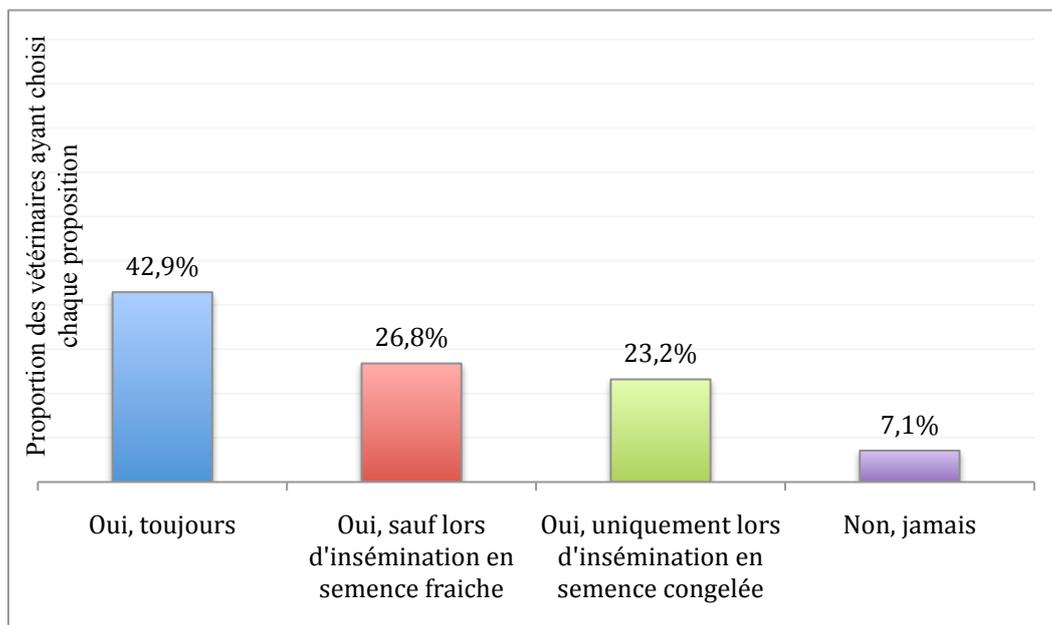


Figure 16 : Pratique de l'induction de l'ovulation
(n = 56)

Ces différentes stratégies en fonction du type de monte choisi s'expliquent par les capacités de conservation de la semence, et de la durée de vie des spermatozoïdes en fonction de son conditionnement. En effet, dans la semence congelée ou réfrigérée, plus de 12h, les spermatozoïdes n'ont une durée de vie que de quelques heures suivant la décongélation et l'insémination (Mourier 2010)(Ponthier et al. 2014). Il est donc nécessaire d'inséminer la jument dans un délai court autour de l'ovulation. L'induction pharmacologique permet alors de mieux maîtriser le moment d'apparition de l'ovulation afin de le coupler au mieux avec l'insémination tout en facilitant le suivi de la jument puisque l'estimation de l'heure d'ovulation est plus précise. En revanche, dans la semence fraîche, la durée de vie des spermatozoïdes est beaucoup plus longue, en moyenne 48 heures, mais pouvant aller jusqu'à 7 jours (Woods, Bergfelt, Ginther 1990), la concomitance de l'ovulation et de l'insémination n'est donc pas primordiale pour la réussite de la fécondation. Cette thématique sera de nouveau abordée et détaillée dans la dernière partie de notre étude.

b) Molécules utilisées

L'hCG est historiquement la première molécule utilisée pour induire l'ovulation dans l'espèce équine (Day 1939). Aujourd'hui elle est devenue la molécule la plus largement utilisée pour induire l'ovulation puisque parmi les praticiens interrogés, 78,2% administrent cette molécule présente dans le CHORULON® MSD Santé Animale, Beaucouze, France, disposant d'une AMM équine (Figure 17). Ce succès est dû à sa fiabilité, car elle permet d'induire l'ovulation, de manière quasi systématique dans les 48 heures suivant l'administration du traitement. En effet, une étude rétrospective menée sur 559 juments a permis de mettre en évidence que l'administration intraveineuse d'hCG (1500 UI ou plus) en présence d'un follicule de 35 mm permettait d'obtenir une ovulation dans les 48 heures dans plus de 90% des cas (Barbacini et al. 2000). Ces résultats ont par la suite été confirmés dans plusieurs études (Voss et al. 1975)(Webel et al. 1977)(Samper 2001)(Gastal et al. 2006). Cependant, bien que largement utilisée, cette molécule présente des désavantages puisque certaines juments sont susceptibles de développer une immunité anti-hCG, inhibant ainsi son action. Bien que ce phénomène d'immunisation ne soit pas systématique et parfois controversé, il peut se mettre en place chez les juments âgées ou chez les juments traitées plusieurs fois au cours d'une même saison de monte. En effet, Wilson et al. (1990) ont montré que 100% des juments recevant plusieurs traitements d'induction à l'hCG au cours d'une même saison (2 à 5 injections) développaient des anticorps dirigés contre l'hCG (en moyenne après la deuxième injection). Cette immunisation est associée à un allongement de l'intervalle entre le traitement d'induction et la survenue de l'ovulation pour 50% des juments. L'ovulation est alors survenue pour ces juments entre 72 et 144 heures après l'administration du traitement d'induction (à partir du deuxième cycle traité pour une jument sur les 14 juments recevant le traitement d'induction, du quatrième traitement pour 3 juments, et du cinquième traitement pour 7 juments), alors sans différence avec les juments n'ayant pas reçu le traitement. (Wilson et al. 1990). Bien qu'il n'y ait pas de corrélation entre le taux d'anticorps produit et l'allongement du délai nécessaire pour obtenir l'ovulation (Wilson et al. 1990), une autre étude a permis de mettre en évidence que chez les juments présentant des anticorps anti-hCG, l'hCG est totalement neutralisée dans un délai maximal de 30 heures après son administration. Le pic de LH obtenu suite à son administration est de plus faible amplitude chez ces juments, et les follicules préovulatoires ne suivent pas la même évolution que celle obtenue lors d'une administration d'hCG unique (Siddiqui et al. 2009). Il semblerait donc que des administrations successives d'hCG au cours d'une même saison de monte entraînent l'apparition d'un phénomène d'immunisation. En revanche, le doute subsiste concernant l'allongement de la durée d'apparition de l'ovulation, qui a été mis en évidence dans certaines études (Wilson et al. 1990)(McCue et al. 2004), et réfuté dans d'autres (Barbacini et al. 2000)(Gastal et al. 2006). De ce fait certains praticiens préfèrent utiliser au lieu de l'hCG, les analogues de la GnRH, pour lesquels il n'y a pas d'effet d'immunisation rapporté.

Dans notre étude, ce choix alternatif à l'hCG est fait par 23,2% des praticiens (Figure 17). Parmi les analogues de la GnRH, le plus couramment utilisé par les praticiens est la buséréline (20% des vétérinaires pratiquant l'induction). La gonadoreline est quant à elle utilisée de manière anecdotique (1,8%) alors que la desloréline n'est pas utilisée du tout. Plusieurs spécialités disposant d'une AMM équine sont disponibles, il s'agit du RECEPTAL® (MSD Santé Animale, Beaucouze, France), du BUSOL® (Biové, Arques, France), et de l'OVUPLANT® (Dechra Veterinary Products, Montigny-le-Bretonneux, France). D'autres ne disposent pas de l'AMM équine, et ne sont pas ou peu utilisées par les vétérinaires ayant participé à l'étude (ACEGON® (Zoetis, Malakoff, France) ;

CYSTORELINE® (CEVA Santé Animale, Libourne, France) ; FERTAGYL® (MSD Santé Animale, Beaucouze, France)). Seul le SUPREFACT® (Sanofi-Aventis, Paris, France), spécialité disponible en médecine humaine est largement utilisé hors AMM par les praticiens interrogés.

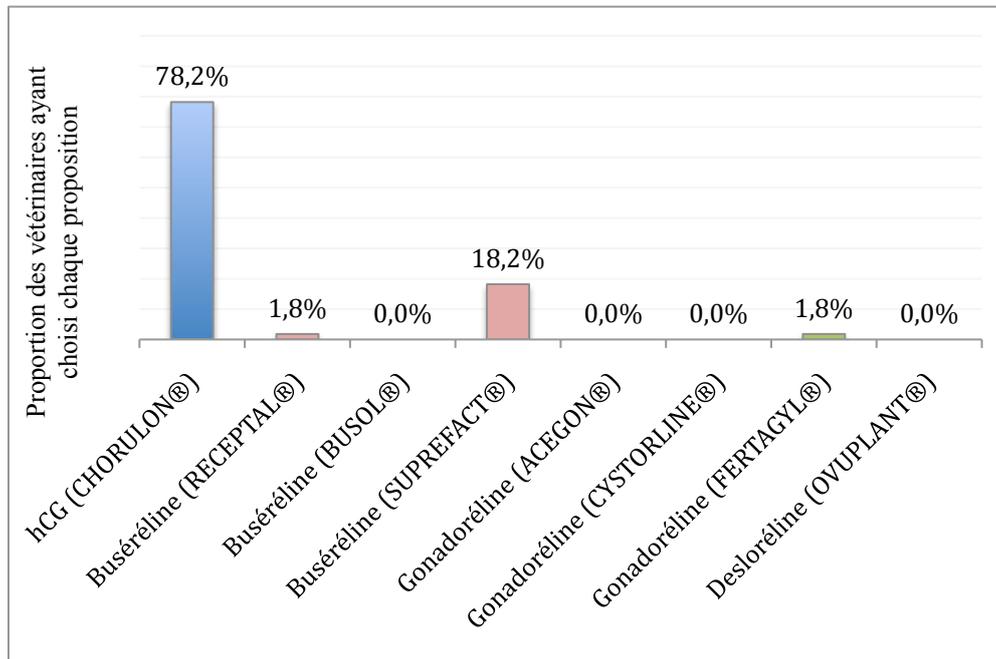


Figure 17 : Molécules et spécialités utilisées lors de l'induction de l'ovulation (n = 56)

Au cours des années, l'utilisation de la buséréline a évolué, permettant aux praticiens de l'utiliser sur le terrain. En effet, les premières publications ont permis de mettre en évidence l'efficacité de la buséréline pour induire l'ovulation, lorsqu'elle était utilisée en injections répétées. Il avait été ainsi démontré que l'administration de buséréline à raison de 20 µg/kg, par voie intraveineuse, en 4 injections séparées de 12 heures d'intervalle, permettait d'obtenir une ovulation dans les 24 à 48 heures suivant la dernière injection. Le taux d'ovulation obtenu avec cette méthode étant identique à celui obtenu lors d'une induction classique à l'hCG (Barrier-Battut et al. 2001). De la même manière, l'administration de buséréline à raison de 13 µg/kg, par voie intraveineuse, en 3 injections à 6 heures d'intervalle, permettait d'obtenir une ovulation légèrement plus tardive, mais toujours dans les 48 heures suivant la dernière injection (Barrier-Battut et al. 2001). Cependant, bien qu'étant efficace, l'utilisation de la buséréline était limitée sur le terrain du fait des contraintes posées par les administrations répétées. En 2007, Levy et Duchamp (2007) se sont donc intéressés à son efficacité en administration unique. Ils ont ainsi démontré que la buséréline, administrée en une seule injection sous-cutanée de 6 mg (soit 6 mL de SUPREFACT®), permettait d'obtenir une ovulation dans les 24 à 48 heures suivant l'injection dans 89% des cas, et que contrairement à l'hCG, l'utilisation de cette molécule sur plus de 3 cycles consécutifs ou sur des vieilles juments, n'entraînait pas de retard d'ovulation (Levy, Duchamp 2007).

Deux spécialités à base de buséréline sont disponibles, il s'agit du RECEPTAL® et du SUPREFACT®. Bien que ne disposant pas d'AMM chez la jument, la concentration bien supérieure du SUPREFACT® (1 mg/ml) par rapport au RECEPTAL® (0,004 mg/ml), en fait aujourd'hui la spécialité de loin la plus utilisée parmi les analogues de GnRH. En effet, le SUPREFACT® est d'après notre étude dix fois plus administré que le RECEPTAL®

(Figure 17). De plus, le coût de l'administration de SUPREFACT® est d'environ 20 euros (pour une injection de 6 ml de produit), contre 40 euros pour le traitement à l'aide de RECEPTAL®.

L'utilisation du SUPREFACT®, permet ainsi aux praticiens de n'effectuer qu'une seule injection pour induire l'ovulation. On constate en pratique que cette posologie est de plus en plus utilisée par les praticiens utilisant des analogues de GnRH, puisque 80,6% des praticiens interrogés n'administrent qu'une seule injection pour induire l'ovulation, contre 19,4% qui utilisent encore des administrations répétées.

Pour induire l'ovulation, la dernière alternative aux contraintes d'immunisation contre l'hCG ou des administrations répétées d'analogues de GnRH est l'utilisation d'un implant de desloréline (OVUPLANT®, coût à l'unité 55 euros environ). En effet, la pose d'un implant (2,2 mg de desloréline) dans la muqueuse vaginale lors de l'observation à l'échographie d'un follicule de 40 mm permet d'obtenir une ovulation de façon certaine (100%) dans les 36 à 48 heures. Parmi les ovulations obtenues, 94,1% interviennent plus précisément dans les 38 à 42 heures suivant la pose de l'implant (Hemberg et al. 2006). En revanche, dans le cas d'un échec de fécondation ou dans le cadre du don d'embryon, la présence de l'implant entraîne une augmentation de l'intervalle interœstrus de 3 à 7 jours en moyenne. Le retrait de l'implant 48 heures après sa pose est donc nécessaire pour palier cet effet indésirable (McCue et al. 2002).

Bien qu'utilisée depuis de nombreuses années dans des pays tels que les Etats-Unis ou l'Australie, cette formulation dispose d'une AMM équine depuis peu en France, et n'est pour le moment pas utilisée par les praticiens interrogés dans notre étude (Figure 17).

c) Modalités d'utilisation de l'hCG

Malgré ses inconvénients et les alternatives existantes, l'hCG reste donc aujourd'hui la molécule la plus utilisée pour induire l'ovulation chez la jument. Cependant, en pratique, on constate souvent que les protocoles d'administration sont variables du fait de l'existence de peu de données concernant la posologie la plus adaptée.

Concernant les voies d'administration de l'hCG, trois voies sont utilisables : sous-cutanée, intramusculaire ou intraveineuse. Dans notre étude, la voie majoritaire est la voie intraveineuse, utilisée par 87,5% des praticiens ayant répondu au questionnaire, alors que la voie intramusculaire est utilisée par 12,5% d'entre eux, et que la voie sous-cutanée n'est pas utilisée. Concernant leur efficacité, il est communément admis que les trois voies se révèlent également efficaces pour induire l'ovulation (Newcombe 2007)(Bruyas 2009).

En France, l'hCG est commercialisée sous le nom déposé de CHORULON®, qui peut être formulé en flacons de 1500 et 5000 UI (coût respectifs 8 et 14 euros). On constate avec les résultats obtenus que la majorité, des praticiens interrogés utilisent la dose de 1500 UI par jument, soit un flacon de CHORULON 1500®, d'autres l'administrent à raison de 2500 UI par jument soit un demi flacon de CHORULON 5000®. Seuls 5,3% des praticiens ayant participé à l'étude utilisent un flacon entier de CHORULON 5000® par jument, soit une administration de 5000 UI, et aucun d'entre eux n'administre moins de 1500 UI (Figure 18).

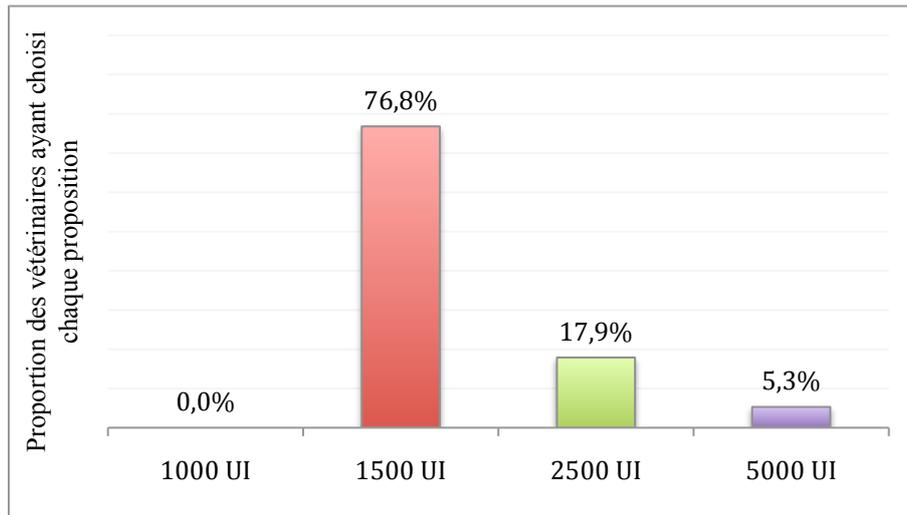


Figure 18 : Dose d'hCG injectée lors de l'induction de l'ovulation
(n = 53)

Quelques études se sont intéressées à la corrélation entre la dose administrée et l'apparition de l'ovulation dans un délai de 48 heures. Il a ainsi été montré que, utilisée en voie intraveineuse à raison de 1500 ou 2500 UI, l'hCG permet d'obtenir une ovulation dans les 48 heures suivant l'injection de manière quasi certaine (respectivement 95% et 96%) (Gastal et al. 2006). Cependant une dose plus faible peut suffire pour induire l'ovulation. En effet, une étude rétrospective menée sur 1094 juments en 2004 a permis de montrer qu'une administration sous-cutanée de 750 UI d'hCG permettait d'obtenir chez 92,4% des juments présentant un follicule préovulatoire une ovulation dans un délai de 48 heures, sans différence significative avec une injection de 1500 UI qui permettait d'obtenir la même chose chez 92,5% des juments (Davies Morel et Newcombe 2008). En revanche, une administration intraveineuse de 500 UI d'hCG semble quant à elle insuffisante pour induire une ovulation certaine dans les 48 heures suivant l'injection (seulement 48% d'ovulations dans ce délai) (Gastal et al. 2006). Or, comme évoqué précédemment, le doute subsistant au sujet de l'apparition de phénomènes d'immunisation contre l'hCG, il est préférable de privilégier la voie intraveineuse et la plus petite dose efficace (750 ou 1000 UI), afin de limiter le risque d'apparition d'état réfractaire à l'hCG. Sur le terrain, l'administration d'un demi flacon de CHORULON 1500® par voie intraveineuse est donc suffisante pour induire l'ovulation de manière quasi certaine dans les 48 heures suivant l'injection.

d) Administration du traitement d'induction

Indépendamment de la molécule utilisée, le point clé d'une induction réussie est le moment d'administration du traitement d'induction. L'objectif de l'induction est de permettre une insémination en péri ovulatoire immédiat, tout en allégeant la contrainte du suivi de la jument. Pour les molécules citées ci-dessus, le traitement d'induction permet d'obtenir une ovulation dans les 48 heures suivant son administration, avec parfois même un intervalle temps plus court. En revanche, cela n'est vrai que si le traitement est administré dans de bonnes conditions. En effet, un traitement réalisé sur une jument qui n'est pas prête, ne permettra pas d'obtenir une ovulation dans les 48 heures qui suivent. Et à l'inverse, un traitement réalisé trop tard sera susceptible d'être inefficace en terme de prédiction du moment d'ovulation car devancé par une ovulation spontanée. Dans les deux cas, l'insémination ne sera pas réalisée au moment optimal. Pour connaître le moment idéal pour

induire l'ovulation, plusieurs critères peuvent être pris en compte : il s'agit de la présence d'un follicule préovulatoire, d'un utérus sous imprégnation œstrogénique, tous deux visibles à l'échographie, ou de la présence d'un col ouvert à l'inspection vaginale.

Dans notre étude, tous les praticiens interrogés se basent sur la présence d'un follicule préovulatoire pour administrer le traitement d'induction d'ovulation. En revanche, seul un quart d'entre eux n'utilisent uniquement ce critère lors de leur évaluation. La majorité se basent sur l'association d'au moins deux critères pour induire l'ovulation. Parmi les critères associés à la présence du follicule préovulatoire, 25% des praticiens administrent le traitement de l'ovulation lorsque l'utérus présente également à l'échographie une imprégnation œstrogénique ; la majorité, soit 41% d'entre eux, n'administrent le traitement que lorsque ces 2 marqueurs échographiques sont associés en plus à la présence d'un col ouvert (Figure 19).

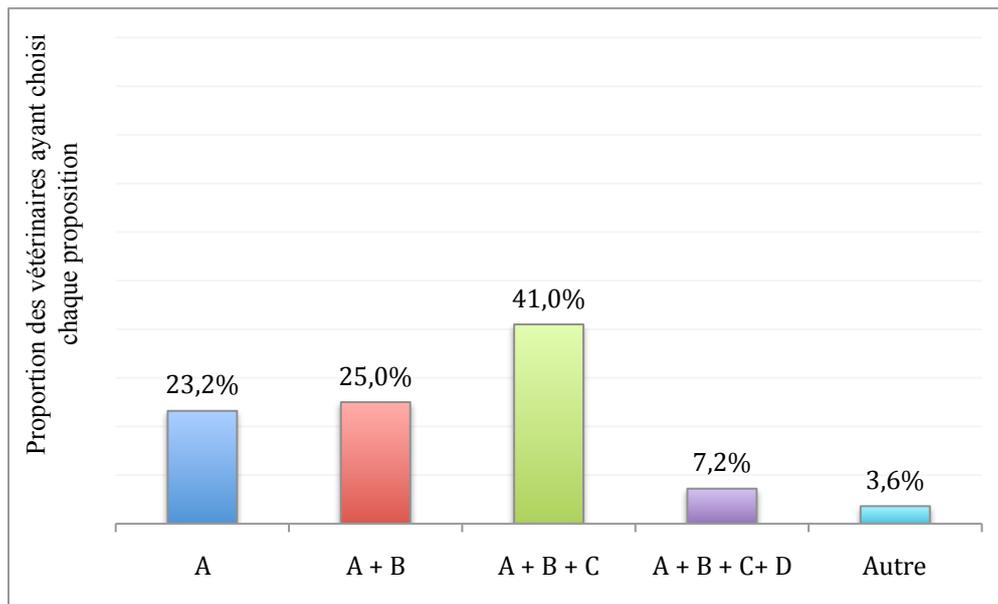


Figure 19 : Critères pris en compte pour administrer le traitement d'induction de l'ovulation (n = 56)

- A : Follicule préovulatoire
- B : Utérus sous imprégnation œstrogénique
- C : Col ouvert
- D : Durée depuis le début de l'œstrus

Un follicule préovulatoire se caractérise par sa taille (supérieure à 35 mm de diamètre), sa paroi épaissie, sa forme moins arrondie, et un liquide antral d'échogénicité hétérogène (Pierson et Ginther 1985). Cependant, le critère le plus fiable pour prédire l'ovulation est sa taille. En effet, l'épaississement de la paroi, la déformation, et la dégénérescence des cellules de paroi responsables de l'augmentation de l'échogénicité du liquide sont des critères parfois trop tardifs pour administrer le traitement d'induction de l'ovulation. Un follicule de taille supérieure à 35 mm de diamètre sera donc le critère de choix pour induire l'ovulation. Il s'agit bien dans notre étude du premier critère pris en compte par les vétérinaires interrogés. Cependant, en fonction des juments, de la période de l'année, et du nombre de follicules préovulatoires présents, la croissance du follicule dominant peut largement dépasser les 35 mm (allant jusqu'à 70 mm) dans les 24 heures précédant l'ovulation (Ginther et Pierson 1989). Ce critère utilisé seul n'est donc pas toujours complètement fiable de la proximité de l'ovulation et sans autre signe, le traitement peut alors

être administré trop tôt. Il est donc préférable d'y associer l'observation d'un utérus sous imprégnation œstrogénique, dont la forme caractéristique en « quartiers d'orange » lors de l'œstrus est aisément identifiable à l'échographie. Bien que l'évolution de l'œdème ne suive pas toujours la même cinétique en fonction des juments, on constate qu'en général, l'œdème utérin a tendance à diminuer à l'approche de l'ovulation (Pelehach et al. 2000).

La durée de l'œstrus est très variable chez la jument, et peut durer entre 2 et 15 jours en fonction du mois et de l'individu. La durée depuis le début de l'œstrus est donc de manière générale un mauvais critère pour induire l'ovulation. Selon notre étude, aucun praticien ne recourt à ce critère seul. En revanche, dans le cas où la jument est connue de l'inséminateur et suivie depuis plusieurs cycles, il peut lorsqu'il est associé à d'autres marqueurs d'approche de l'ovulation comme cités précédemment, être un facteur supplémentaire mais non décisif à prendre en compte. Il est pris en compte par 10,8% des praticiens interrogés qui l'associent à la présence d'un follicule préovulatoire (1,8%), ou de la présence d'un follicule préovulatoire et d'un utérus sous imprégnation œstrogénique (1,8%), ou des trois critères vus précédemment (7,2%) (Figure 19).

Plusieurs stratégies existent donc pour induire l'ovulation, en termes de molécule administrée, de posologie, et de critère décisifs pour choisir le moment d'administration du traitement. L'induction de l'ovulation n'est en aucun cas obligatoire lors de la mise à la reproduction d'une jument, mais sera à adapter en fonction du type de monte choisi, afin de faciliter le suivi de la jument à l'approche de l'ovulation et d'anticiper sa survenue.

4. Suivi des juments et pratiques de l'insémination

a) Suivi des juments à l'approche de l'ovulation

L'enjeu de la réussite de la mise à la reproduction lors de monte artificielle est la rencontre d'un ovocyte viable et de spermatozoïdes capables de le féconder. Les spermatozoïdes en fonction du type de semence ont une durée de vie différente une fois qu'ils sont introduits dans le tractus génital femelle. Le suivi échographique des juments à l'approche de l'ovulation, et l'induction de l'ovulation sont donc des points clés de la réussite de la mise à la reproduction car ils permettent d'estimer au mieux le moment de l'ovulation et ainsi de respecter le délai de capacité des spermatozoïdes à féconder l'ovocyte libéré. La durée de vie des spermatozoïdes étant variable en fonction du type de semence (Mourier 2010), l'intensité du suivi à mettre en place pourra être modifiée en fonction du type de monte choisi.

Dans notre étude, on constate en effet qu'en fonction du type de semence choisie, les praticiens suivent les juments de manière plus ou moins rapprochée. De manière générale, plus la semence choisie est fragile, plus le suivi mis en place par les vétérinaires est rapproché (Figure 20). Lors d'une insémination en semence fraîche, la majorité des praticiens suivent les juments toutes les 36 (42,9%) à 48 heures (55,1%) à l'approche de l'ovulation. Seuls 2% mettent en place un suivi toutes 6 heures pour ce type de semence. A l'inverse, lors d'utilisation de semence congelée, on constate qu'aucun participant ne suit les juments toutes les 48 heures, 63,3% mettent en place un suivi toutes les 6 heures, 26,5% suivent les juments toutes les 12 heures, et 10,2% se limitent à un suivi toutes les 24 heures. Lors d'insémination en semence réfrigérée, la majorité des praticiens mettent en place un suivi toutes les 12 (45,2%) à 24 heures (45,3%).

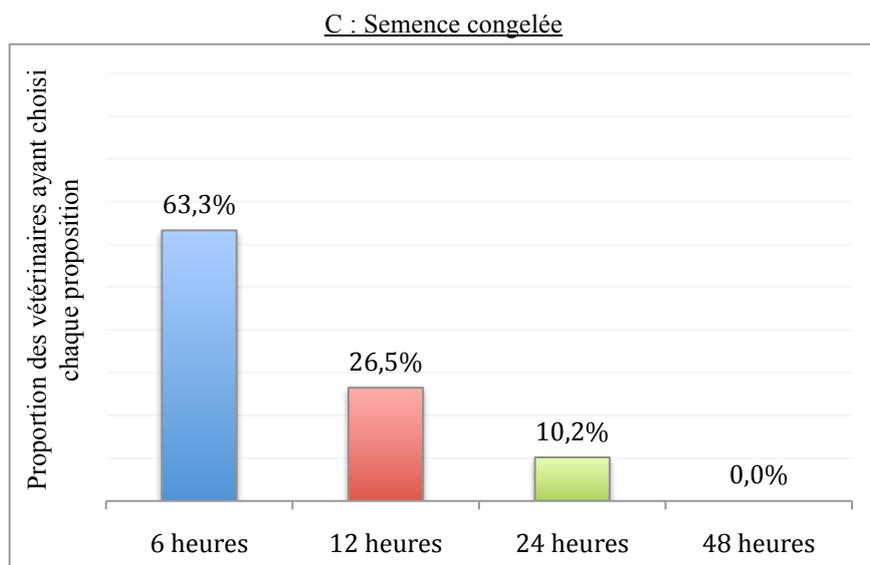
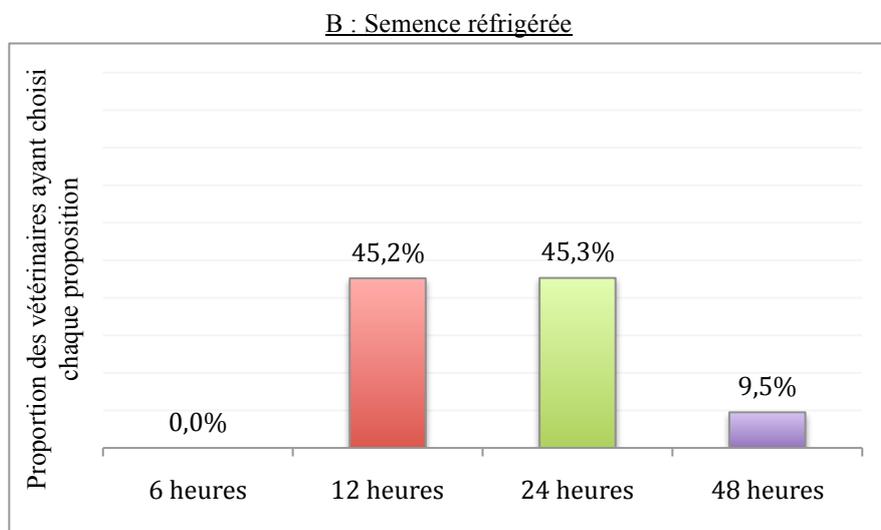
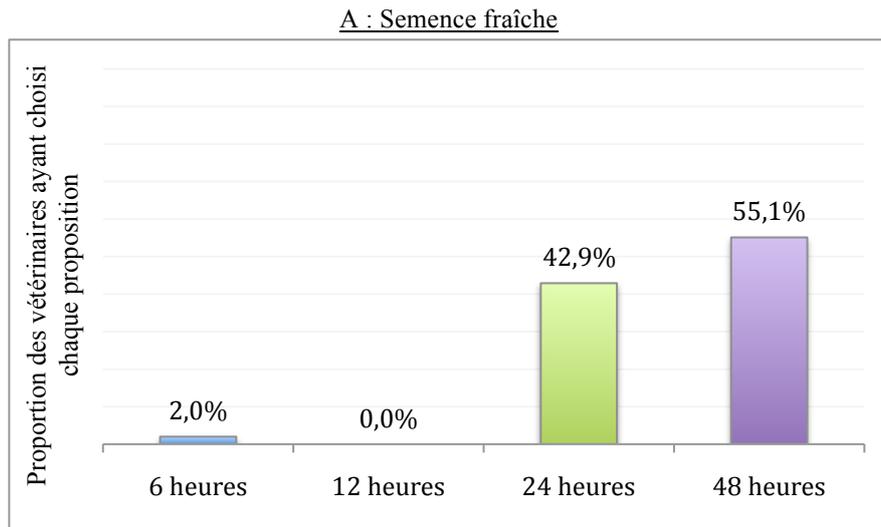


Figure 20 : Fréquence du suivi mis en place par les praticiens interrogés en fonction du type de semence utilisée
 A : Semence fraîche (n = 49) ; B : Semence réfrigérée (n = 42) ; C : Semence congelée (n = 49)

Suite à leur dépôt dans l'utérus lors de la saillie, les spermatozoïdes frais sont capables grâce de se lier aux cellules épithéliales de la jonction uterotubaire dans l'oviducte. Cette fixation augmente leur longévité en leur permettant de rester mobiles plus longtemps et de conserver leur structure membranaire (Thomas et al. 1994). Au cours du temps, ils se détachent ensuite par groupes (Ellington et al. 1999) et peuvent féconder l'ovocyte jusqu'à une semaine après l'insémination (Woods et al. 1990). Dans le cadre d'une insémination à l'aide de semence fraîche, le suivi de la jument peut donc être moindre et limité à une fréquence de 24 à 48 heures. Si l'ovulation a été induite, et s'il est trop contraignant dans les conditions pratiques, le suivi échographique peut éventuellement être supprimé en fonction du protocole d'insémination choisi (voir ci-dessous).

Les spermatozoïdes de sperme congelé voient leur membrane modifiée par le processus de conservation ce qui réduit leur capacité à se fixer à l'utérus (Lefebvre et Samper 1993). Leur survie est donc beaucoup moins longue que celle des spermatozoïdes frais, et limitée à environ 12 heures (Ponthier et al. 2014). L'induction de l'ovulation et le suivi rapproché des juments sont donc des facteurs de réussite indispensables pour ce type de saillie. Un suivi rapproché des juments est donc préconisé, idéalement toutes les 6 heures. Cependant, dans les conditions réelles, un tel suivi nécessite généralement la possibilité d'hospitaliser la jument et de réaliser l'examen sur place. Or parmi les vétérinaires ayant participé à l'étude, une grande partie (48,1%) pratiquent les examens gynécologiques chez les éleveurs et particuliers et non au sein de leur locaux. Seuls 40,4% d'entre eux effectuent les suivis au sein de leur structure, et les 13,5% restant adaptent le lieu d'examen (sur place ou chez le particulier) en fonction de leurs clients.

De la même manière, pour le sperme réfrigéré, plus la conservation sera longue (au-delà de 12 heures), plus la membrane sera abimée par le processus de conservation et moins la durée de vie des spermatozoïdes sera longue également (Mourier 2010). Le suivi à mettre en place dépendra dans ce cas des conditions de réalisation sur le terrain, l'idéal étant alors de réaliser un suivi toutes les 12 heures.

L'objectif du suivi échographique des juments est principalement d'observer l'évolution du follicule dominant et de constater l'ovulation afin d'estimer la probabilité de réussite de la fécondation en fonction de l'intervalle de temps entre la dernière insémination et l'ovulation. Ce travail est donc facilité lors de la mise en place d'un traitement d'induction de l'ovulation qui, dans la mesure où il a été administré au bon moment, permet d'estimer à quelques heures près la survenue de l'ovulation.

On constate parmi les praticiens interrogés, que si la grande majorité (72,0%) effectuent en effet un examen échographique des ovaires avant l'insémination, 12,0% n'évaluent plus la jument par échographie une fois le traitement d'induction de l'ovulation administré (Figure 21). Cela peut éventuellement être réalisé lors d'une insémination en semence fraîche pour laquelle il a été montré que la fertilité est identique dans les 72 heures précédant l'ovulation jusqu'à 12 heures après (Mourier 2010), mais est relativement risqué dans le cadre d'inséminations en semence congelée ou réfrigérée pour lesquelles l'insémination doit être effectuée dans un intervalle maximal de 24 heures précédant l'ovulation à 12 heures la suivant (voir ci-dessous).

De plus, on constate que 16% des praticiens participant à l'étude réalisent également un examen du col avant l'insémination, afin d'évaluer son ouverture. Cela permet en effet avant de préparer la dose, de s'assurer que la jument est prête à être inséminée.

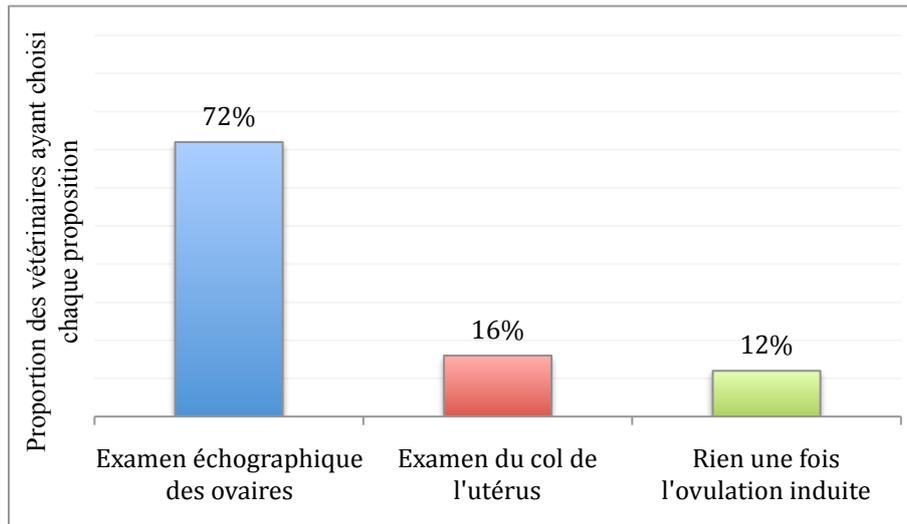


Figure 21 : Examen réalisé par les vétérinaires avant l'insémination (n = 50)

b) Choix du protocole d'insémination

Lors du choix d'un protocole d'insémination, le type de monte choisi dépend généralement de l'étalon et du type de semence qu'il produit, et le nombre d'inséminations effectuées dépend de la disponibilité et du coût de la semence. Cependant, il est important d'adapter le protocole à la jument afin d'avoir une fertilité optimale, et cela parfois à l'encontre des préférences des propriétaires. De manière générale, la fertilité obtenue par cycle est moindre lors de l'utilisation de semence congelée (de l'ordre de 40%) que lors de l'utilisation de semence réfrigérée ou fraîche (60 à 70%) (Jasko 1992). De plus, l'âge de la jument et son historique de reproduction sont des paramètres importants à prendre en compte, puisqu'il a été montré dans diverses études que les juments âgées de plus de 14 ans présentent une fertilité moindre par cycle (Morris et Allen 2002) et un taux de mortalité embryonnaire plus élevé (Ball et al. 1986). Cette baisse de fertilité chez les juments âgées est d'autant plus importante lors de l'utilisation de sperme congelé (Vidament et al. 1997). Une étude rétrospective réalisée en 2002, sur une base de 1161 juments (2289 inséminations), a permis de mettre en évidence une baisse de fertilité lors d'utilisation de sperme congelé chez les juments primipares âgées de plus de 8 ans par rapport aux juments primipares plus jeunes ou aux juments ayant déjà pouliné (Samper et al. 2002).

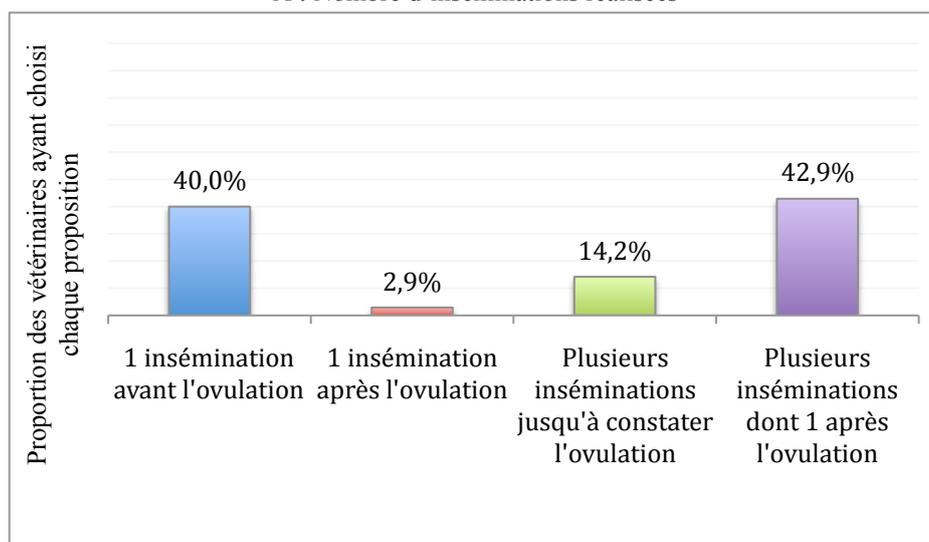
De plus, le sperme peut chez certaines juments être à l'origine d'endométrite post saillie (Katila 2001), en particulier s'il s'agit de semence congelée (Bruyas et al. 2013). L'utilisation chez les juments sujettes aux endométrites, de doses d'insémination plus faible déposées directement à la jonction utérutubaire a donc été suggérée par certains chercheurs mais fait encore l'objet de débat. La pratique de plusieurs inséminations est en revanche un facteur de risque avéré, en particulier s'il s'agit de semence congelée (Bruyas et al. 2013).

Parmi les vétérinaires interrogés, lorsque l'insémination est réalisée à l'aide de semence fraîche, le protocole d'insémination est très variable. En effet, 40% d'entre eux n'effectuent qu'une seule insémination avant l'ovulation, 14,2% d'entre eux en effectuent plusieurs jusqu'à constater l'ovulation. Une très faible proportion (2,9%) ne réalisent qu'une seule insémination qui a lieu après l'ovulation. En revanche, de nombreux praticiens (42,9%), effectuent plusieurs inséminations, dont une après avoir constaté l'ovulation (Figure 22).

Les spermatozoïdes présents dans le sperme frais peuvent survivre jusqu'à 7 jours (Woods et al. 1990), et il a été montré en inséminant des juments toutes les 48 heures avec des semences d'étalons différents, que dans les 72 heures qui précèdent l'ovulation, toutes les inséminations ont la même probabilité de réussite (Mourier 2010). Une seule insémination réalisée avant l'ovulation peut donc être suffisante pour obtenir la fécondation. De plus, le taux de fécondation obtenu avec une insémination réalisée avec du sperme frais dans les 12 heures suivant l'ovulation est identique à celui obtenu lorsque l'insémination est réalisée dans les 72 heures précédant l'ovulation (Woods et al. 1990). Cependant, dans le cadre d'une insémination post-ovulation, la fertilité diminue tout de même lorsque le temps entre l'ovulation et l'insémination augmente (Huhtinen et al. 1996), et devient nulle après 30 heures (Woods et al. 1990). Deux stratégies peuvent donc être mises en place dans le cadre d'une insémination en semence fraîche. Si l'objectif est de limiter le nombre d'inséminations on peut donc recommander dans le cadre d'une insémination en sperme frais, de n'effectuer qu'une seule insémination (à partir de 72 à 48 heures précédant l'ovulation, et jusqu'à 12 heures suivant l'ovulation). Cela peut être réalisé dans le cadre d'une surveillance rapprochée des juments (12 heures) ou dans le cadre d'une induction de l'ovulation (la surveillance peut alors être plus légère du fait de l'estimation de la survenue de l'ovulation dans les 48 heures qui suivent l'administration du traitement d'induction). Si l'objectif est de simplifier le suivi de la jument, l'examen gynécologique ainsi que les inséminations sont alors réalisés toutes les 48 heures, jusqu'à constat de l'ovulation (Barrier-Battut 2010).

Dans notre étude, parmi les vétérinaires réalisant plusieurs inséminations dans le cadre d'une insémination en semence fraîche, la grande majorité des praticiens (85,7%) inséminent les juments toutes les 48 heures, ce qui correspond au protocole préconisé. Les autres inséminent les juments toutes les 24 heures (Figure 22).

A : Nombre d'inséminations réalisées



B : Intervalle entre les inséminations lorsqu'il y en a plusieurs

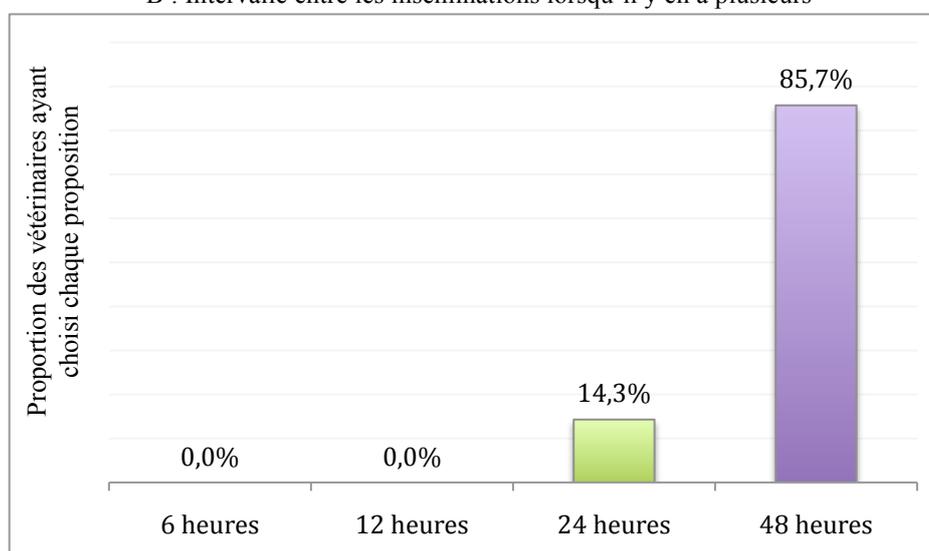


Figure 22 : Protocoles d'insémination lors d'utilisation de semence fraîche (n = 35)

A : Nombre d'inséminations réalisées ; B : Intervalle entre les inséminations lorsqu'il y en a plusieurs

D'après les recommandations des Haras Nationaux, la gestion en semence réfrigérée est presque identique à celle décrite pour la semence fraîche (Collectif 2009). Il s'agit alors de commander la semence lorsque la jument est en chaleur, et s'il y a un suivi échographique ovarien, lorsqu'un follicule d'au moins 35 mm de diamètre est présent. L'induction de l'ovulation est alors conseillée et peut être réalisée, soit lors de la commande de la dose, soit à la réception de la dose. Dans ce deuxième cas, la première insémination est réalisée dès la réception de la dose au même moment que le traitement d'induction de l'ovulation. L'avantage de la première proposition est que la semence n'est conservée que 24 heures et qu'une seule insémination peut suffire pour assurer la rencontre des gamètes. L'inconvénient est que la réussite dépend également du transporteur et de l'arrivée de la dose dans les temps. La deuxième option permet de ne pas dépendre du transport, mais nécessite la mise en place de deux inséminations (en général un envoi contient de quoi inséminer deux fois), dont la deuxième plus proche de l'ovulation (sauf dans le cas d'ovulation spontanée dans les 12 heures suivant l'induction d'ovulation) est faite avec de la semence réfrigérée depuis 48

heures (Barrier-Battut 2010). Cependant quel que soit le protocole mis en place, la fertilité obtenue lors d'insémination en sperme réfrigéré dépend largement de la qualité de préparation de la semence et de sa conservation au cours du transport, qui conditionnent sa qualité lors de l'insémination. Or, une étude menée sur 53 juments (81 cycles) a permis de mettre en évidence le lien direct entre la qualité de la semence réfrigérée à son arrivée sur le site d'insémination, et le taux de fertilité par cycle (Metcalf 1998).

Dans notre étude, on constate que lors d'insémination en semence réfrigérée, la grande majorité des vétérinaires ne pratiquent qu'une seule insémination, réalisée avant l'ovulation. Les trois autres protocoles sont mis en place par les praticiens de manière équivalente : une seule insémination mais cette fois après l'ovulation, plusieurs inséminations jusqu'à constater l'ovulation, ou plusieurs inséminations dont une après avoir constaté l'ovulation (Figure 23). Les praticiens réalisant plusieurs inséminations inséminent pour la majorité toutes les 24 (26,3%) à 48 heures (26,3%). Aucun d'entre eux ne pratique les inséminations toutes les 6 heures dans ce cas de figure (Figure 23).

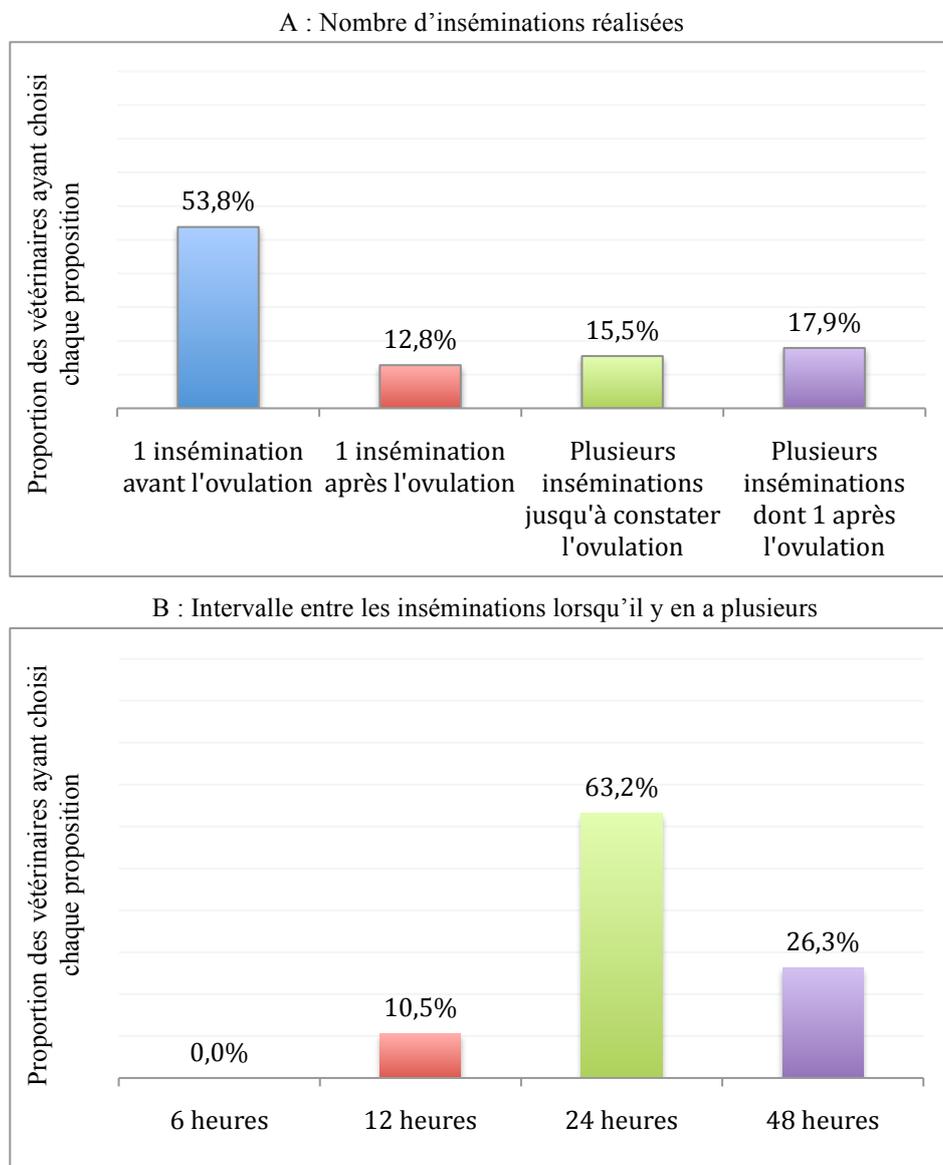


Figure 23 : Protocoles d'insémination lors d'utilisation de semence réfrigérée
(n = 39)

A : Nombre d'inséminations réalisées ; B : Intervalle entre les inséminations lorsqu'il y en a plusieurs

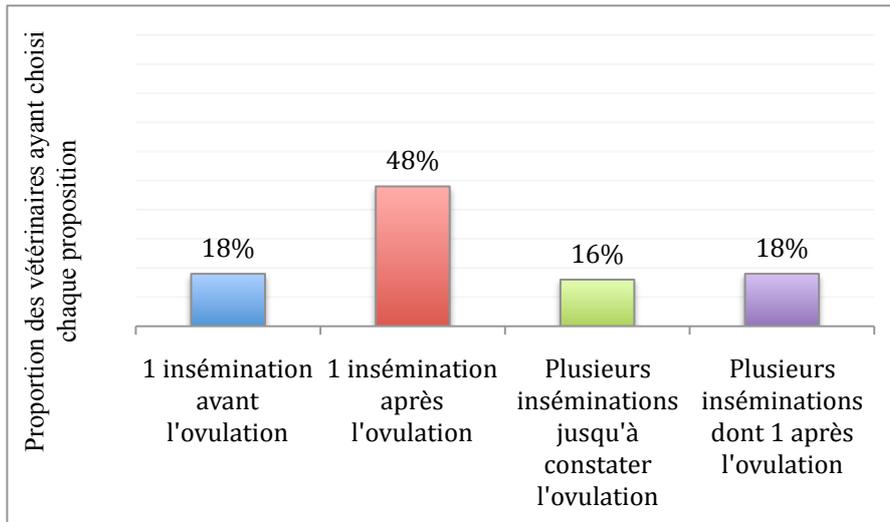
Lors de l'utilisation de semence congelée, l'induction de l'ovulation est fortement recommandée, et nécessite souvent la mise en place d'une surveillance rapprochée toutes les 6 à 12 heures. Le traitement d'induction permet d'obtenir une ovulation quasi certaine dans les 48 heures suivant l'injection, mais celle-ci peut survenir entre la 32^{ème} et la 48^{ème} heure. Plusieurs inséminations sont donc parfois réalisées afin de s'assurer de la présence de spermatozoïdes féconds dans le tractus génital lors de la libération de l'ovocyte. Dans le protocole de référence proposé par les Haras Nationaux (Collectif 2009), les juments sont inséminées selon la technique d'insémination standard (derrière le col), avant l'ovulation. Deux inséminations sont réalisées à environ 24 heures d'intervalle, la première étant réalisée 6 à 12 heures après le traitement d'induction de l'ovulation. Chaque insémination est réalisée avec un nombre standard de 400 millions de spermatozoïdes totaux (soit 8 paillettes). Lorsque le traitement d'induction de l'ovulation est administré de manière correcte en présence d'un follicule d'au moins 35 mm de diamètre, l'ovulation survient dans les 48 heures suivant la mise en place du traitement. Ce protocole permet d'obtenir une fertilité par cycle de 45 à 50% et une fertilité en fin de saison de 75 à 80% (Vidament 2005). Depuis 1985, le développement de cette technique a été suivi dans les Haras Nationaux et a permis de mettre en évidence 3 points importants pour une fertilité optimale lors d'insémination standard derrière le col de l'utérus. La fertilité par cycle est plus élevée (Vidament 2005) :

- si la dernière insémination est réalisée moins de 24 heures avant l'ovulation plutôt que 48 heures
- si la jument est inséminée 2 fois à un jour d'intervalle plutôt qu'une seule fois
- si la dose pleine de 400 millions de spermatozoïdes est utilisée plutôt la moitié.

Cependant, chez certaines juments, le caractère irritant de la semence (exacerbé lorsque celle-ci est congelée) peut provoquer l'apparition d'une endométrite (Bruyas et al. 2013), dont le risque est accru avec le nombre d'inséminations pratiquées. De plus, de nos jours, le prix des semences est parfois une contrainte au nombre d'inséminations réalisable. Il convient donc pour ces raisons de réduire le nombre d'inséminations réalisées, en se limitant parfois à une seule insémination. Dans ce cas, les Haras Nationaux recommandaient initialement de réaliser l'insémination environ 30 à 36 heures après l'induction de l'ovulation. Une autre option développée depuis quelques années est l'insémination post ovulation. Il s'agit aujourd'hui du meilleur moyen d'assurer une fertilité maximale en ne pratiquant qu'une seule insémination. Cette technique nécessite cependant la mise en place obligatoire d'une surveillance échographique toutes les 6 heures. L'enjeu est en effet d'apporter des spermatozoïdes féconds à proximité de l'ovocyte dans un délai limité par sa durée de vie, qui n'est que de quelques heures (6 à 12 heures en moyenne) (Woods et al. 1990). Diverses études ont permis d'évaluer le délai d'insémination optimal post ovulation pour obtenir un taux de fécondation identique à celui obtenu lors d'une insémination réalisée classiquement avant l'ovulation. Il a ainsi été démontré que la fertilité est la même lorsque l'insémination est pratiquée dans les 6 heures post ovulation pour des semences congelées et dans les 12 heures post ovulation pour les inséminations en sperme frais ou réfrigéré moins de 12 heures (Mourier 2010).

Selon les résultats obtenus avec notre questionnaire, cette stratégie est aujourd'hui choisie par de nombreux vétérinaires, puisque 48% d'entre eux n'inséminent les juments qu'une seule fois, après avoir constaté l'ovulation, mais seulement 31% des praticiens interrogés mettent en place un suivi échographique des juments toutes les 6 heures (Figure 24).

A : Nombre d'inséminations réalisées



B : Intervalle entre les inséminations lorsqu'il y en a plusieurs

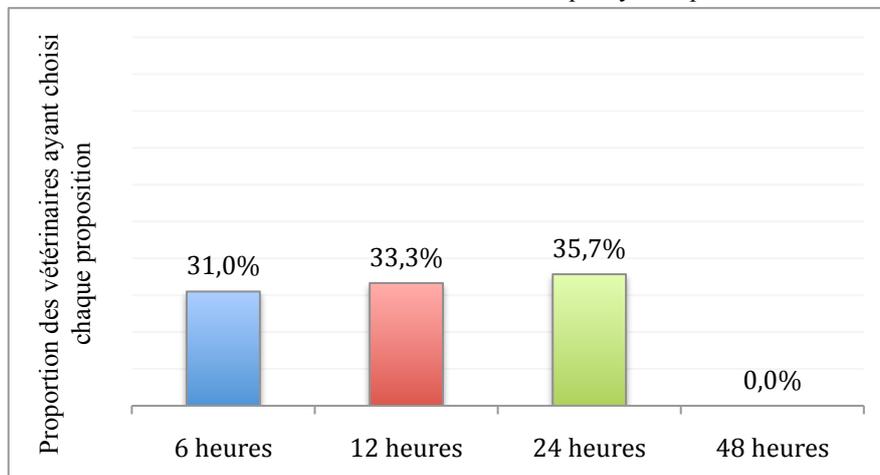


Figure 24 : Protocoles d'insémination lors de l'utilisation de semence congelée (n = 50)

En fonction du type de semence utilisée, la fréquence du suivi et le protocole d'insémination sont à adapter. Cependant malgré les recommandations, on constate d'après les réponses obtenues dans cette étude qu'en pratique, les protocoles mis en place varient largement. Cela est à mettre en relation avec les contraintes physiques et temporelles de la mise à la reproduction des juments sur le terrain et les demandes des propriétaires.

CONCLUSION

Au cours de cette thèse nous avons étudié les modalités de mise à la reproduction des juments en France. Dans un premier temps nous avons fait un état des lieux de l'élevage équin en France et de l'évolution des techniques de monte artificielle ainsi que leur utilisation depuis les années 90 à nos jours. La réglementation relative aux règles des stud-books et aux acteurs de la reproduction a été rappelée, ainsi que les modalités de mise en place de la semence en fonction de l'utilisation de semence fraîche, réfrigérée ou congelée.

Dans un deuxième temps nous avons recueilli et confronté les pratiques des vétérinaires français en matière de mise à la reproduction des juments aux données bibliographiques. Soixante-cinq vétérinaires ont participé à cette étude, parmi lesquels la moitié exercent une activité équine pure et la majorité exercent dans le nord de la France. L'induction de l'œstrus pour avancer la sortie de l'anoestrus hivernal en début d'année, est une pratique minoritaire en France et fait généralement appel à la mise en place d'un conditionnement lumineux au cours de l'hiver. Des traitements médicaux (progestagènes ou analogues de la dopamine) peuvent l'appuyer mais restent à l'heure actuelle anecdotiques. L'induction de l'ovulation est quant à elle presque systématiquement utilisée. L'hCG (CHORULON®) est encore aujourd'hui la molécule la plus largement administrée, malgré l'apparition quasi certaine d'un phénomène d'immunisation lors d'administrations répétées. La buséréline (SUPREFACT®) constitue une alternative à ce problème et commence à être utilisée sur le terrain. Lors d'insémination en semence fraîche, certains praticiens n'inséminent qu'une seule fois la jument avant l'ovulation, alors que d'autres réalisent plusieurs inséminations généralement à 48 heures d'intervalle dont une après le constat de l'ovulation, ce qui correspond aux recommandations des Haras Nationaux. A l'inverse, lors de l'insémination en semence congelée le suivi rapproché des juments est indispensable. Il est mis en place par la plus part des praticiens malgré ses contraintes. En général, deux inséminations sont réalisées à 24 heures d'intervalle, la première datant de 6 à 12 heures après le traitement d'induction de l'ovulation, indispensable pour ce type de monte. Lors d'insémination en semence réfrigérée, des protocoles de suivi et d'insémination variables sont mis en place par les vétérinaires interrogés.

Cette étude montre donc que les pratiques courantes en matière de mise à la reproduction des juments correspondent généralement aux recommandations et données scientifiques. Cependant certaines pratiques ancestrales telles que l'utilisation du conditionnement lumineux lors de l'hiver ou de l'administration d'hCG pour induire l'ovulation restent majoritairement présentes, alors que des alternatives existent et présentent de nombreux avantages. Cela est peut-être du à un manque d'information et à un nombre plus faible de références pour certains sujets, il serait cependant intéressant de développer d'avantage ces traitements sur le terrain. L'évolution des pratiques émergentes reste donc à promouvoir et à suivre dans les prochaines années.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

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

Je soussignée, Sylvie CHASTANT-MAILLARD, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **LOIGEROT SUZY** intitulée « **Pratique de l'insémination artificielle chez la jument en France.**» et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

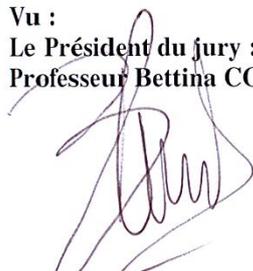
Fait à Toulouse, le 1 décembre 2016
Professeur Sylvie CHASTANT-MAILLARD
Enseignant chercheur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse



Vu :
La Directrice de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Isabelle CHMITELIN

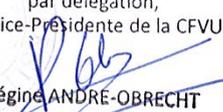


Vu :
Le Président du jury :
Professeur Bettina COUDERC



Melle LOIGEROT SUZY
a été admis(e) sur concours en : 2011
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 25/06/2015
a validé son année d'approfondissement le : 08/09/2016
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

Vu et autorisation de l'impression :
Président de l'Université
Paul Sabatier
Monsieur Jean-Pierre VINEL

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

Régine ANDRÉ-OBRECHT

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- BALL, B.A., LITTLE, T.V., HILLMAN, R.B. et WOODS, G.L., 1986. Pregnancy rates at days 2 and 14 and estimated embryonic loss rates prior to day 14 in normal and subfertile mares. *Theriogenology*. 1986. Vol. 26, n° 5, pp. 611-619.
- BARBACINI, S., ZAVAGLIA, G., GULDEN, P., MARCHI, V. et NECCHI, D., 2000. Retrospective study on the efficacy of hCG in an equine artificial insemination programme using frozen semen. *Equine veterinary education*. 2000. Vol. 12, n° 6, pp. 312-317.
- BARRIER-BATTUT, I., LE POUTRE, N., TROCHERIE, E., HECHT, S, GRANDCHAMP DES RAUX, A., NICAISE, J.L., VÉRIN, X., BERTRAND, J., FIÉNI, F., HOIER, R., RENAULT, A., EGRON, L., TAINTURIER, D. et BRUYAS, J.F., 2001. Use of Buserelin to induce ovulation in cyclic mare. *Theriogenology*. 2001. N° 55, pp. 1679-1695.
- BARRIER-BATTUT, I., 2010. Insémination en frais, comment préparer les doses de semence. *Le nouveau praticien vétérinaire : Equine*. 2010. Vol. 6, n° 22, pp. 78-82.
- BERNARDEAU, P, CHAVATTE, P et CLEMENT, F, 2013. *Gestion de la jument*. 7ème édition. Les Haras Nationaux. Guide pratique.
- BRENDEMUEHL, J.P. et CROSS, Dee L., 2000. Influence of the dopamine antagonist domperidone on the vernal transition in seasonally anoestrus mares. *Journal of reproduction and fertility*. 2000. N° 56, pp. 185-193.
- BRUYAS, J.F., PUYT, J.D., HERMANGE, T., BETSCH, J.M., MAILLARD, K. et DESTRUMELLE, S., 2013. Thérapeutique anti-infectieuse raisonnée des métrites et endométrites de la jument. *Pratique Vétérinaire Equine*. 2013. Vol. 45, n° 177, pp. 7-16.
- BRUYAS, J.F., 2009. Que peut-on faire avec des hormones chez la jument cyclée ? Quoi de neuf en la matière ? *Journée AVEF*. Roissy. 2009.
- BURKHARDT, J, 1947. Transition from anoestrus in the mare and the effects of artificial lighting. . 1947. Vol. 37, pp. 64-68.
- COLLECTIF, 2009. *Insémination artificielle équine. Guide pratique*. 4ème édition. Les Haras Nationaux.
- DAVIES MOREL, M.C.G., 2003. Endocrine control of reproduction in the mare. In : *Equine Reproductive Physiology, Breeding and Stud Management*. 2nd edition. Oxon, UK : CABI Publishing. pp. 28-40.
- DAVIES MOREL, Mina C.G. et NEWCOMBE, John. R., 2008. The efficacy of different hCG dose rates and the effect of hCG treatment on ovarian activity: Ovulation, multiple ovulation, synchrony of multiple ovulation; in the mare. *Animal Reproduction Science*. 2008. Vol. 109, pp. 189-199.

DAY, F.T., 1939. Ovulation and the descent of the ovum in the fallopian tube of the mare after the treatment with gonadotrophic hormones. *Journal of Agricultural Science*. 1939. N° 29, pp. 459-469.

ELLINGTON, J.E., SAMPER, J.C., JONES, A.E., OLIVER, S.A., BURNETT, K.M. et WRIGHT, R.W., 1999. In vitro interactions of cryopreserved stallion spermatozoa and oviduct (uterine tube) epithelial cells or their secretory products. *Animal Reproduction Science*. 1999. Vol. 56, pp. 51-65.

GASTAL, E.L., SILVA, L.A., GASTAL, M.O. et EVANS, M.J., 2006. Effect of different doses of hCG on diameter of the preovulatory follicle and interval to ovulation in mares. *Animal Reproduction Science*. 2006. Vol. 94, pp. 186-190.

GINTHER, O. J. et PIERSON, R.A., 1989. Regular and irregular characteristics of ovulation and the interovulatory interval in mares. *Journal of Equine Veterinary Science*. 1989. N° 9, pp. 4-12.

HARRISON, L. A., SQUIRES, E. L., NETT, T. M. et MCKINNON, A. O., 1990. Use of gonadotropin-releasing hormone for hastening ovulation in transitional mares. *Journal of Animal Science*. 1990. Vol. 68, n° 3, pp. 690-699.

HEMBERG, E., LUNDEHEIM, N. et EINARSSON, S., 2006. Successful Timing of Ovulation Using Deslorelin (Ovuplant ) is Labour-saving in Mares Aimed for Single AI with Frozen Semen. *Reproduction in Domestic Animals*. décembre 2006. Vol. 41, n° 6, pp. 535-537. DOI 10.1111/j.1439-0531.2006.00709.x.

HUHTINEN, M., KOSKINEN, E. et SKIDMORE, J.A., 1996. Recovery rate and quality of embryos from mares inseminated after ovulation. *Theriogenology*. 1996. Vol. 49, pp. 719-726.

JASKO, D.J., 1992. Pregnancy rates utilising fresh, cooled, and frozen thawed semen. . 1992.

KATILA, T., 2001. Sperm-uterine interactions: a review. *Animal reproduction science*. 2001. Vol. 68, n° 3, pp. 267-272.

LEFEBVRE, R. et SAMPER, J.C., 1993. Interactions between stallion spermatozoa and oviductal epithelial cells in vitro. *Equine Veterinary Journal*. 1993. N° 15, pp. 39-41.

LEVY, I et DUCHAMP, G, 2007. A Single Subcutaneous Administration of Buserelin Induces Ovulation in the Mare: Field Data. *Reproduction in Domestic Animals*. octobre 2007. Vol. 42, n° 5, pp. 550-554. DOI 10.1111/j.1439-0531.2006.00822.x.

MARI, G., MORGANTI, M., MERLO, B., CASTAGNETTI, C., PARMEGGIANI, F., GOVONI, N., GALEATI, G. et TAMANINI, C., 2009. Administration of sulpiride or domperidone for advancing the first ovulation in deep anestrous mares. *Theriogenology*. avril 2009. Vol. 71, n° 6, pp. 959-965. DOI 10.1016/j.theriogenology.2008.11.001.

MCCUE, Patrick M., BUCHANAN, Bryan R., FARQUHAR, Valerie J., SQUIRES, Edward L. et CROSS, Dee L., 1999. Efficacy of domperidone on induction of ovulation in anestrus and transitional mares. In : *Proc Am Assoc Equine Practnrs* [en ligne]. Citeseer. 1999. pp. 217–218. [Consulté le 27 novembre 2016]. Disponible à l'adresse : <http://citeseerx.ist.psu.edu/viewdoc/download?doi=10.1.1.469.5610&rep=rep1&type=pdf>

MCCUE, P. M., FARQUHAR, V.J., CARNEVALE, E.M. et SQUIRES, E. L., 2002. Removal of deslorelin (Ovuplant TM) implant 48 h after administration results in interovulatory intervals in mares. *Theriogenology*. 2002. Vol. 58, pp. 865–870.

MCCUE, P. M., HUDSON, J.J., BRUEMMER, J.E. et SQUIRES, E. L., 2004. *Efficacy of hCG at inducing ovulation: a new look at an old issue*. Proceedings. Denver, CO, USA : 50th Annual Convention of American Association of Equine Practitioners.

MELROSE, PA, WALKER, RF et DOUGLAS, RH, 1990. Dopamine in the cerebrospinal fluid of prepubertal and adult horses. *Brain behavior and evolution*. 1990. Vol. 35, n° 2, pp. 98–106.

METCALF, E., 1998. Pregnancy rates with cooled equine semen received in private practice. *44th Annual Convention of American Association on Equine Practice*. Baltimore, MA, USA. 1998.

MORRIS, L. H. A. et ALLEN, W. R., 2002. Reproductive efficiency of intensively managed Thoroughbred mares in Newmarket. *Equine veterinary journal*. 2002. Vol. 34, n° 1, pp. 51–60.

MOURIER, E., 2010. Le moment de l'insémination, l'insémination artificielle post-ovulation chez la jument. *Le nouveau praticien vétérinaire : Equine*. 2010. Vol. 6, n° 22, pp. 70–76.

NEWCOMBE, J.R., 2007. The follicle: practical aspects of follicle control. In : *Current therapy in equine reproduction*. Saunders Elsevier Edition. St Louis. pp. 14–21.

NISWENDER, K. D., MCCUE, P. M. et SQUIRES, E. L., 2004. Effect of purified equine follicle-stimulating hormone on follicular development and ovulation in transitional mares. *Journal of Equine Veterinary Science*. 2004. Vol. 24, n° 1, pp. 37–39.

PALMER, E., DRIANCOURT, M.A. et ORTAVANT, R., 1982. Photoperiodic stimulation of the mare during winter anoestrus. *Journal of reproduction and fertility*. 1982. N° 32, pp. 275–282.

PANZANI, D., ZICCHINO, I., TARAS, A., MARMORINI, P., CRISCI, A., ROTA, A. et CAMILLO, F., 2011. Clinical use of dopamine antagonist sulpiride to advance first ovulation in transitional mares. *Theriogenology*. janvier 2011. Vol. 75, n° 1, pp. 138–143. DOI 10.1016/j.theriogenology.2010.07.019.

PELEHACH, L.M., SHARP, D.C., PORTER, M.B., DIXON, L.N. et MCDOWELL, K.J., 2000. Role of oestrogen and progesterone in the control of uterine edema in pony mares. *Biologie of reproduction*. 2000. N° 62, pp. 386.

PIERSON, R.A. et GINTHER, O. J., 1985. Ultrasonic evaluation of the pre-ovulatory follicle in the mare. *Theriogenology*. 1985. Vol. 24, pp. 359-368.

PONTHIER, Jérôme, VAN DEN BERGHE, Femke, PARRILLA HERNANDEZ, Sonia, HANZEN, Christian et DELEUZE, Stefan, 2014. Congélation de sperme dans l'espèce équine: état des lieux et perspectives. In : *Annales de Médecine Vétérinaire* [en ligne]. Université de Liège. 2014. pp. 56-71. [Consulté le 27 novembre 2016]. Disponible à l'adresse : <http://orbi.ulg.ac.be/handle/2268/195749>

SAMPER, J.C., VIDAMENT, M., KATILA, T., NEWCOMBE, J.R., ESTRADA, A. et SARGEANT, J., 2002. Analysis of some factors associated with pregnancy rates of frozen semen: a multi-center study. *Theriogenology*. 2002. Vol. 58, pp. 647-650.

SAMPER, J.C., 2001. Management and fertility of mares bred with frozen semen. *Animal Reproduction Science*. 2001. Vol. 68, pp. 219-228.

SHARP, D.C., 2011. Photoperiod. In : *Equine Reproduction, 2nd Edition*. Wiley-Blackwell. Philadelphia, London : Angus O. McKinnon, Edward L. Squires, Wendy E. Vaala, Dickson D. Varner. pp. 1771-1777.

SIDDIQUI, M.A.R., GASTAL, E.L., GASTAL, M.O., BEG, M.A. et GINTHER, O. J., 2009. Effect of hCG in the presence of hCG antibodies on the follicle, hormone, concentrations, and oocyte in mares. *Reproduction in Domestic Animals*. 2009. Vol. 44, pp. 474-479.

SQUIRES, Edward L., 2008. Hormonal Manipulation of the Mare: A Review. *Journal of Equine Veterinary Science*. novembre 2008. Vol. 28, n° 11, pp. 627-634. DOI 10.1016/j.jevs.2008.10.010.

THOMAS, P.G., BALL, B.A., MILLER, P.G., BRINSKO, S.P. et SOUTHWOOD, L.A., 1994. A subpopulation of morphologically normal, motile spermatozoa attached to equine oviductal epithelial cell monolayers. *Biologie of reproduction*. 1994. Vol. 51, pp. 303-309.

VIDAMENT, M., DUPERE, A.M. et JULIENNE, P., 1997. Equine frozen semen : freezability and fertility field results. *Theriogenology*. 1997. Vol. 48, pp. 907-917.

VIDAMENT, M., 2005. *Savoir bien acheter et bien utiliser le sperme congelé équin*. 2005. Les Haras Nationaux.

VIZUETE, G, DIEZ, E, GALISTEO, J, AGÜERA, E, AGUILERA-TEREJO, E et PEREZ-MARIN, CC, 2013. Comparison of different treatments for oestrus induction in seasonally anovulatory mares. *Reproduction in Domestic Animals*. 2013. N° 48, pp. 463-469.

VOSS, JL, SULLIVAN, JJ, PICKETT, BW, PARKER, WG, BURWASH, LD et LARSON, LL, 1975. The effect of HCG on duration of oestrus, ovulation time and fertility in mares. *Journal of reproduction and fertility*. 1975. N° 23, pp. 297-301.

WEBEL, SK, FRANKLIN, V, HARLAND, B et DZIUK, PJ, 1977. Fertility, ovulation and maturation of eggs in mares injected with HCG. *Journal of reproduction and fertility*. 1977. Vol. 51, pp. 337-341.

WEBEL, SK et SQUIRES, E. L., 1982. Control of the estrus cycle in mares with altrenogest. *Journal of reproduction and fertility*. 1982. Vol. 32, pp. 193-198.

WESPI, B., SIEME, H., WEDEKIND, C. et BURGER, D., 2014. Exposure to stallion accelerates the onset of mares' cyclicity. *Theriogenology*. juillet 2014. Vol. 82, n° 2, pp. 189-194. DOI 10.1016/j.theriogenology.2014.03.019.

WILSON, Colleen G., DOWNIE, Craig R., HUGHES, John P. et ROSER, Janet F., 1990. Effects of repeated hCG injections on reproductive efficiency in mares. *Journal of Equine Veterinary Science*. 1990. Vol. 10, n° 4, pp. 301-308.

WOODS, J., BERGFELT, D.R. et GINTHER, O. J., 1990. Effect of time of insemination relative to ovulation on pregnancy rate and embryonic loss rate in mares. *Equine Veterinary Journal*. 1990. N° 22, pp. 410-415.

NOM : LOIGEROT

Prénom : Suzy

Titre : Pratique de l'insémination artificielle chez la jument en France

Résumé : Cette thèse dresse l'état des lieux des pratiques des vétérinaires lors de la mise à la reproduction des juments en France. L'analyse est basée sur 65 réponses obtenues à un questionnaire diffusé par les éditions NEVA auprès des vétérinaires français. Sont abordés les thèmes de l'induction de l'œstrus, de l'induction de l'ovulation, et des protocoles de suivi et d'insémination des juments.

La majorité des praticiens n'induisent pas l'œstrus lors de la sortie de la zone de transition hivernale, mais parmi les praticiens qui le pratiquent, la luminothérapie reste le traitement le plus utilisé. La moitié des praticiens ayant répondu à l'étude mettent en place des traitements de synchronisation de l'œstrus, et utilisent à part égale des protocoles avec des prostaglandines seules ou précédées d'administrations de progestagènes. Le REGUMATE® (altrenogest) est largement la spécialité de progestérone la plus administrée, alors que concernant les prostaglandines les 4 molécules disponibles en France (dinosprot, alphaprostol, luprostriol, cloprosténol) sont utilisées à part équivalentes. La plus part des praticiens recourent à l'induction de l'ovulation systématiquement. Dans ce but, la molécule largement utilisée est l'hCG (CHORULON®), principalement administrée en injection intraveineuse à hauteur de 1500 UI par injection. Certains praticiens utilisent son alternative : la buséréline (SUPREFACT®) en administration unique. Pour induire l'induction, de nombreux praticiens interrogés se basent sur la présence d'un follicule préovulatoire, d'un utérus sous imprégnation œstrogénique et d'un col ouvert. La fréquence des suivis ovariens varie de 6 à 48 heures en fonction du type de semence utilisée. Lors d'utilisation de sperme frais, deux protocoles sont utilisés : une seule insémination réalisée avant l'ovulation, ou plusieurs inséminations à 48 heures d'intervalle, dont la dernière après constat de l'ovulation. La plus part des praticiens n'inséminent qu'une seule fois également lors d'inséminations en semence réfrigérée ou congelée, avant l'ovulation lors d'utilisation de semence réfrigérée, et après l'avoir constaté lors de l'utilisation de semence congelée.

Mots clés : questionnaire, jument, insémination artificielle, reproduction

LAST NAME: LOIGEROT

First name: Suzy

Title: Artificial insemination habits when breeding mares in France

Summary: This thesis draws up an inventory of veterinarians' habits when breeding mare in France. The analysis is based on 65 answers obtained through a survey distributed by the NEVA editions to the French veterinarians. Subjects such as oestrus induction, induction of ovulation, monitoring and insemination protocols when breeding mares are discussed. Most practitioners do not use oestrus induction therapies in order to shorten the winter transition period, but among the practitioners who do, light therapy is still the most widely used treatment. Half of the practitioners who participated to this study use oestrus synchronisation treatments and use prostaglandin protocols, either on their own or successive to progestagen administrations. REGUMATE® (altrenogest) is widely the most commonly administered progesterone, whereas regarding prostaglandins the 4 molecules available in France (dinosprot, alphaprostol, luprostriol, cloprostenol) are used equally. Most veerinarians systematically use ovulation induction therapy. In order to induce ovulation, the molecule widely used is hCG (CHORULON®), mainly administered by intravenous injection at 1500 IU dosage. Some practitioners use buserelin (SUPREFACT®) in one single administration. In order to administer the ovulation induction treatment, a large proportion of the practitioners interviewed base themselves on: the presence of a pre ovulatory follicle, an estrogenic impregnated uterus, and an open cervix. The frequency of ovarian surveillance varies from 6 to 48 hours depending on the type of semen used. When insemination is carried out using fresh semen, two protocols are put in place: one single insemination before ovulation, or several inseminations at a 48 hour interval and the last one after ovulation. Most practitioners only inseminate once when using cooled or frozen semen, before ovulation when using cooled semen and after ovulation when using frozen semen.

Key words : survey, mare, artificial insemination, reproduction,