

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE LYON

Année 2004 - Thèse n° 101

LE DIAGNOSTIC DE GESTATION CHEZ LES LAMAS ET ALPAGAS : ÉTUDE RÉTROSPECTIVE DU DOSAGE DE PROGESTÉRONNE EN FRANCE DEPUIS 1990

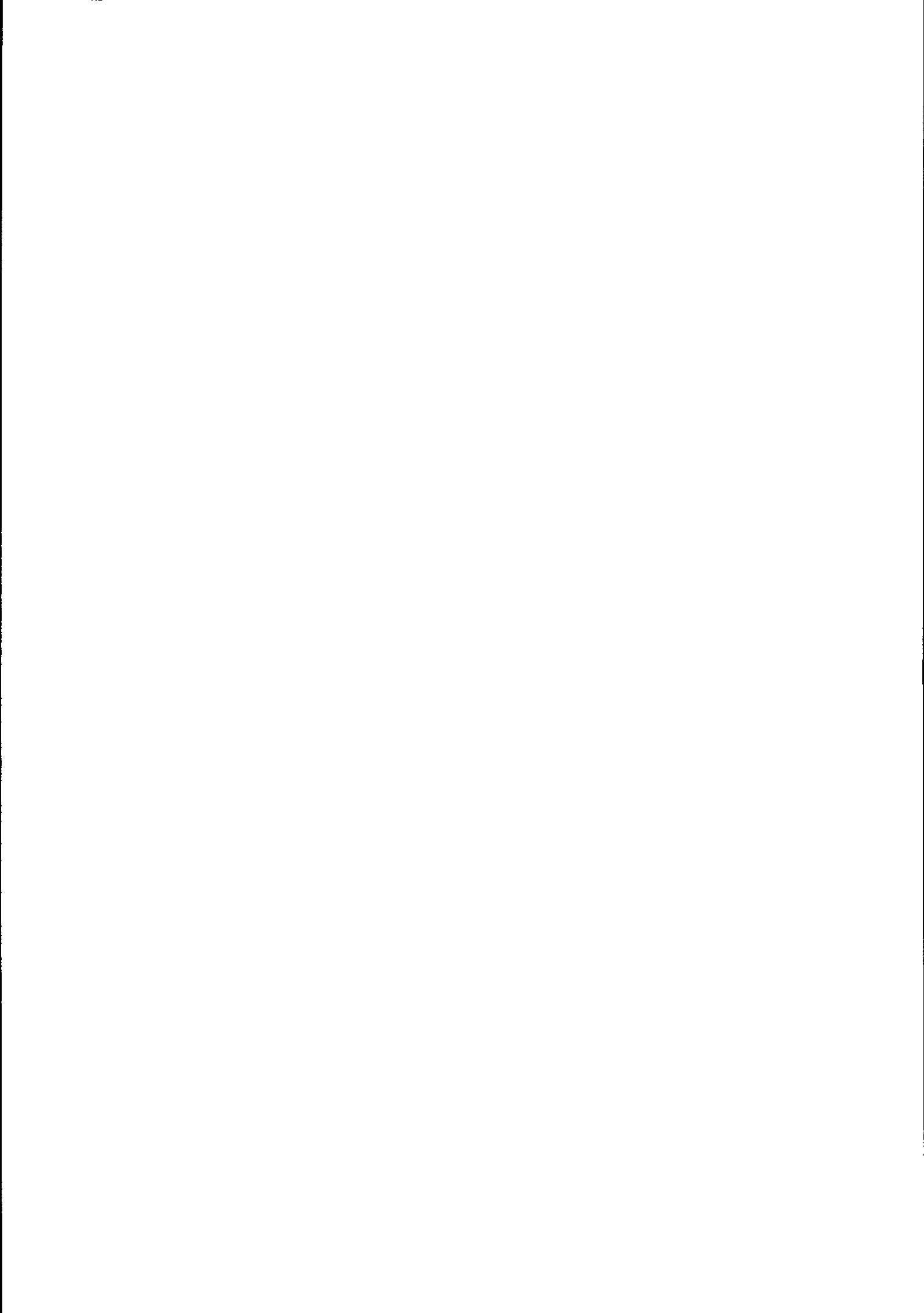
THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)
et soutenue publiquement le 8 octobre 2004
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

Elsa GIUDICELLI
Née le 16 décembre 1979
à GAP (Hautes Alpes)





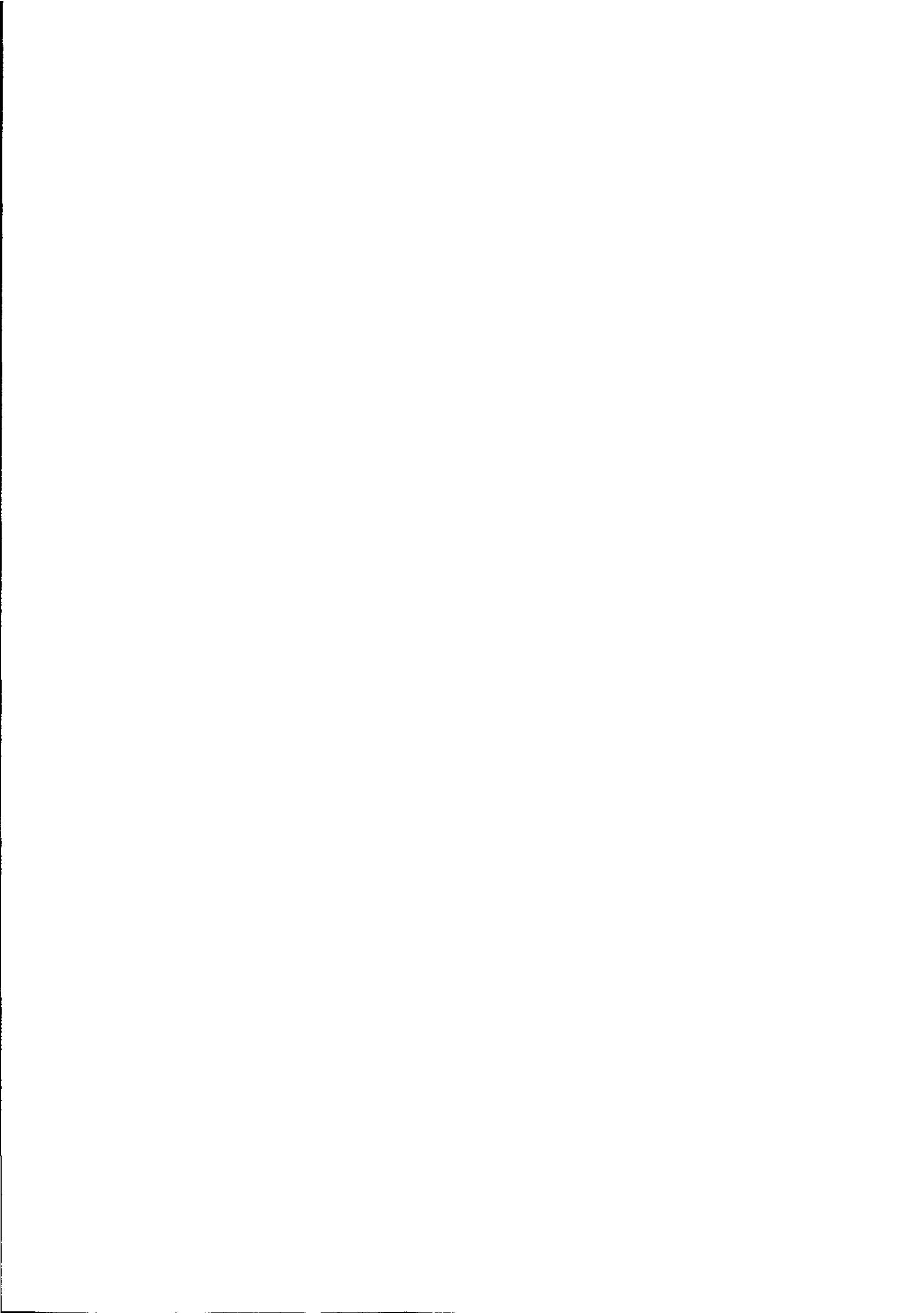
À NOTRE PRÉSIDENT DE THÈSE

MONSIEUR J.C. PIGNAT

De la faculté de médecine de Lyon

Vous nous avez fait le grand honneur
d'accepter la présidence de notre jury de thèse.

Veillez agréer nos très
respectueux hommages.



À NOTRE JURY DE THÈSE

MONSIEUR LE PROFESSEUR BENOIT
De l'école nationale vétérinaire de Lyon

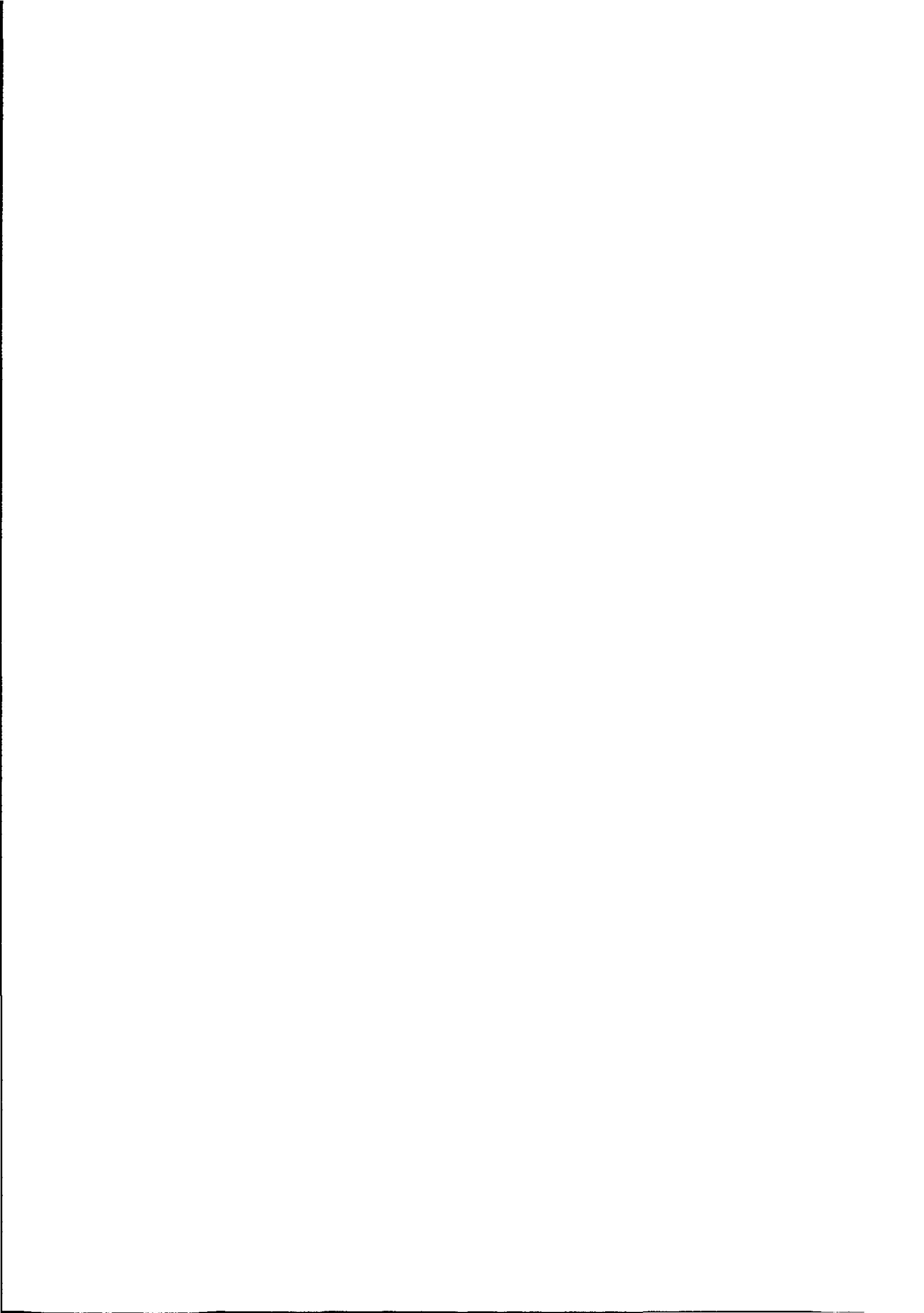
Merci pour votre disponibilité
Merci d'avoir accepté de nous donner des conseils
Dans la réalisation de cette thèse
Hommages respectueux

MONSIEUR LE PROFESSEUR BADINAND
De l'école nationale vétérinaire de Lyon

Qui nous a fait l'honneur
D'accepter d'être notre second assesseur
Hommages respectueux

MONSIEUR LE PROFESSEUR GARNIER
De l'école nationale vétérinaire de Lyon

Pour votre gentillesse
Et votre aide précieuse dans le suivi de notre élevage
Hommages respectueux



À Papa : merci Oedipe,

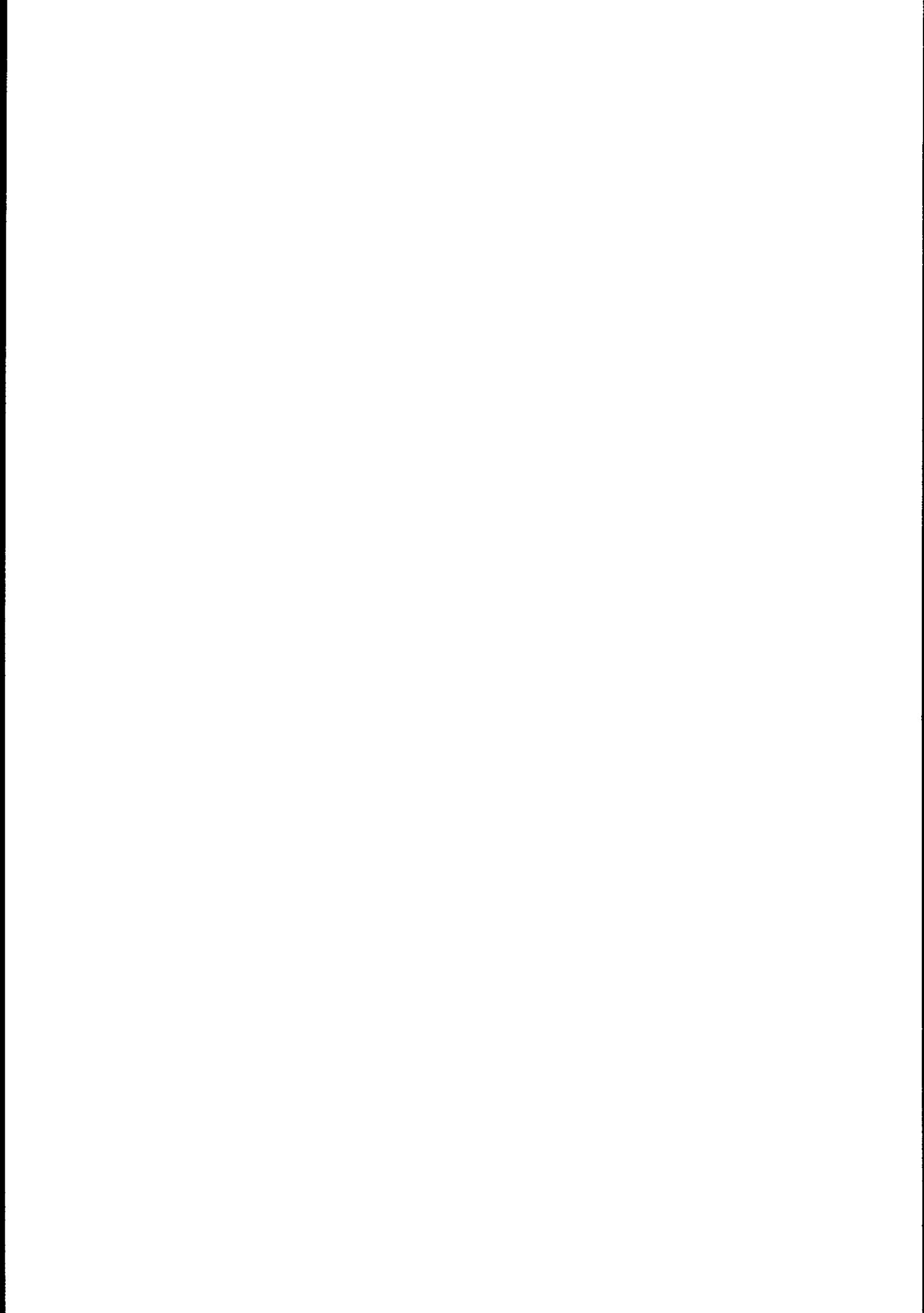
À toute ma famille pour m'avoir toujours soutenue,

À Arnaud, merci d'être là,

Et toute sa famille pour m'avoir accueillie si gentiment

À bique et au groupe 10 : on se sera bien marrés !

Et à Bidet et Loulou, bien évidemment ...



SOMMAIRE

LISTE DU CORPS ENSEIGNANT

REMERCIEMENTS

SOMMAIRE

INTRODUCTION

PREMIÈRE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I. PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

A. FEMELLE

1. Anatomie de l'appareil génital femelle
 - a) Vulve
 - b) Vagin
 - c) Col utérin
 - d) Utérus
 - e) Ovaires
2. Activité ovarienne
 - a) Dynamique ovarienne
 - b) Ovulation
 - c) Corps jaune
 - (1) Corps jaune gestatif
 - (2) Corps jaune non accompagné de gestation
 - d) Modifications hormonales au cours du cycle
3. Gestation
 - a) Durée de gestation
 - b) Déroulement de la gestation
 - c) Annexes embryonnaires
 - (1) Placenta
 - (2) Membrane épidermique
 - d) Modifications hormonales au cours de la gestation
 - (1) Progestérone
 - (2) Oestrogènes
4. Mise bas
 - a) Généralités
 - b) Etapes du travail
5. Le post-partum
 - a) Activité ovarienne
 - b) Involution utérine
 - c) Comportement

B. MÂLE

1. Anatomie de l'appareil reproducteur
 - a) Testicules
 - b) Glandes accessoires
 - c) Pénis
 - d) Prépuce
2. Saillie
 - a) Comportement sexuel
 - (1) Mâle
 - (2) Femelle
 - b) Déroulement
 - c) Semence
 - d) Ovulation

C. GESTION DE LA REPRODUCTION : ASPECTS PRATIQUES

1. Première mise à la reproduction
 - a) Mâle
 - b) Femelle
2. Gestion des saillies
 - a) Saillies en liberté
 - b) Saillies en main
 - c) Décision de saillie
3. La mise bas
 - a) Surveillance
 - b) Dystocies
 - (1) Dystocies d'origine fœtale
 - (a) Disproportion foetus/mère
 - (b) Mauvaise présentation, posture, position
 - (2) Dystocies d'origine maternelle
 - (a) Torsion utérine
 - (b) Atonie utérine
 - (c) Non dilatation du col
 - (d) Malformation pelvienne
 - (e) Césarienne
 - c) Néonatalogie
4. Remise à la reproduction

II. DIAGNOSTIC DE GESTATION CHEZ LES PETITS CAMÉLIDÉS DOMESTIQUES

A. COMPORTEMENT

1. Bases physiologiques
2. Réalisation
3. Fiabilité
4. Avantages
5. Limites

B. BALLOTTEMENT

C. OBSERVATION DES MODIFICATIONS PHYSIQUES CHEZ LA FEMELLE

D. PALPATION TRANSRECTALE

1. Principe
2. Limites
3. Avantages

E. ECHOGRAPHIE

4. Transrectale
 - a) Principe
 - b) Avantages
 - c) Limites
5. Transabdominale
 - a) Principe
 - b) Avantages
 - c) Limites

F. DOSAGE DE PROGESTERONE

6. Principe
7. Avantages
8. Limites

DEUXIÈME PARTIE : **UTILISATION DU DOSAGE DE PROGESTÉRONNE EN FRANCE** **DEPUIS 1990**

III. METHODE

A. CHOIX DES ANIMAUX

B. COLLECTE DES ECHANTILLONS

1. Matériel
2. Contention des animaux et prise de sang

C. TRANSPORT JUSQU'AU LABORATOIRE

IV. TECHNIQUE D'ANALYSE

A. KIT DE DOSAGE UTILISE

B. PRINCIPE DU TEST

C. CARACTERISTIQUES DE PERFORMANCES

1. Sensibilité
2. spécificité

V. RÉCAPITULATIF DES DONNÉES

VI. ANALYSE DES DONNÉES : QUALITÉS INTRINSÈQUES DU TEST

- A. SENSIBILITÉ**
- B. SPÉCIFICITÉ**
- C. TAUX DE FAUX POSITIFS**
- D. TAUX DE FAUX NÉGATIFS**

VII. DISCUSSION

- A. FIABILITÉ DU DIAGNOSTIC**
- B. BIAIS DE L'ÉTUDE**
- C. LE DIAGNOSTIC DE GESTATION EN PRATIQUE**

CONCLUSION

LISTE DES FIGURES ET TABLEAUX

BIBLIOGRAPHIE

INTRODUCTION

Les petits camélidés s'imposent petit à petit dans notre paysage. Outre la laine pour laquelle ils sont renommés, il existe plusieurs grandes utilisations des lamas et alpagas en France.

Ainsi, ils sont non seulement appréciés en tant qu'animal de bât pour les randonnées, en montagne notamment, grâce à leur pied sûr et leur allure adaptée à la nôtre, mais également comme animaux de débroussaillage, pour leur faculté à consommer les broussailleux et autres mauvaises herbes, et enfin comme animal de compagnie, leur entretien étant relativement aisé et leur abord simple et sécurisant pour les novices, contrairement aux équidés.

L'élevage des petits camélidés (lamas et alpagas) est en pleine expansion en France depuis une dizaine d'années.

La demande est toujours croissante, obligeant les propriétaires à optimiser le rendement de leur élevage.

La gestion de la reproduction en élevage des petits camélidés est essentiellement basée sur la volonté de réduire au maximum l'intervalle entre deux mises bas.

La place tenue par le diagnostic de gestation est donc prépondérante.

Ayant eu l'opportunité de suivre l'un des tout premiers élevages de lamas et d'alpagas en France depuis ses débuts en 1989, aujourd'hui essentiellement orienté vers la vente de jeunes animaux au sevrage, nous avons pu rassembler un nombre conséquent de données relatives à la gestion de la reproduction.

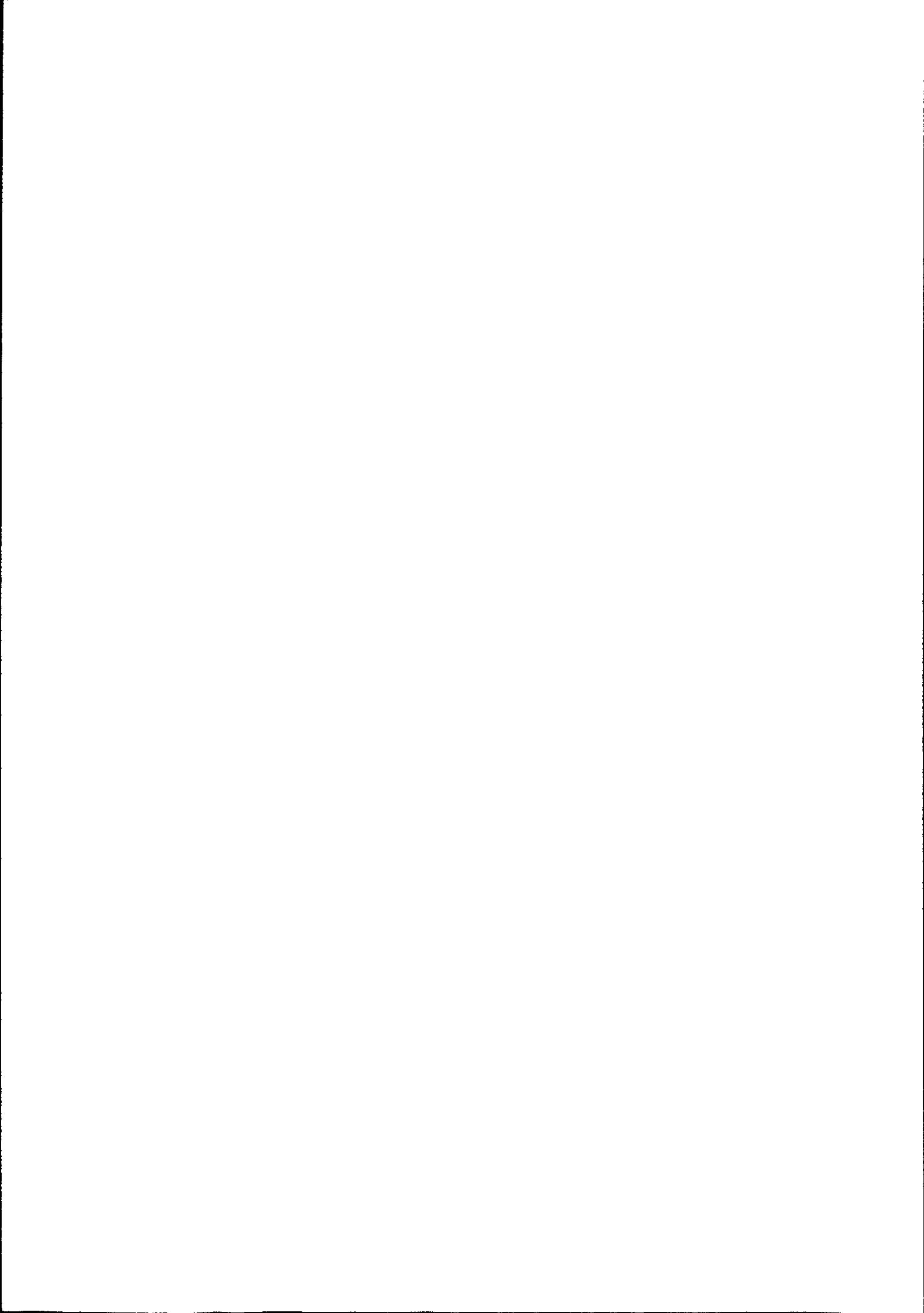
Dans cette étude, nous nous proposons tout d'abord de replacer les bases de la physiologie de la reproduction des petits camélidés, indispensables à la compréhension de la gestion de la reproduction en élevage.

Dans une seconde partie, nous développerons les différentes techniques de diagnostic de gestation, et en soulignerons intérêts et limites.

Enfin, nous étudierons les données recueillies afin de déterminer l'efficacité de la méthode utilisée pour diagnostiquer la gestation des femelles de l'élevage, le dosage de la progestérone plasmatique.



PREMIÈRE PARTIE
ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE



I. PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

A. FEMELLE

1. ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL FEMELLE ⁽²⁷⁾

L'appareil génital femelle des petits camélidés se rapproche de celui de la vache et de la jument (figure 1).

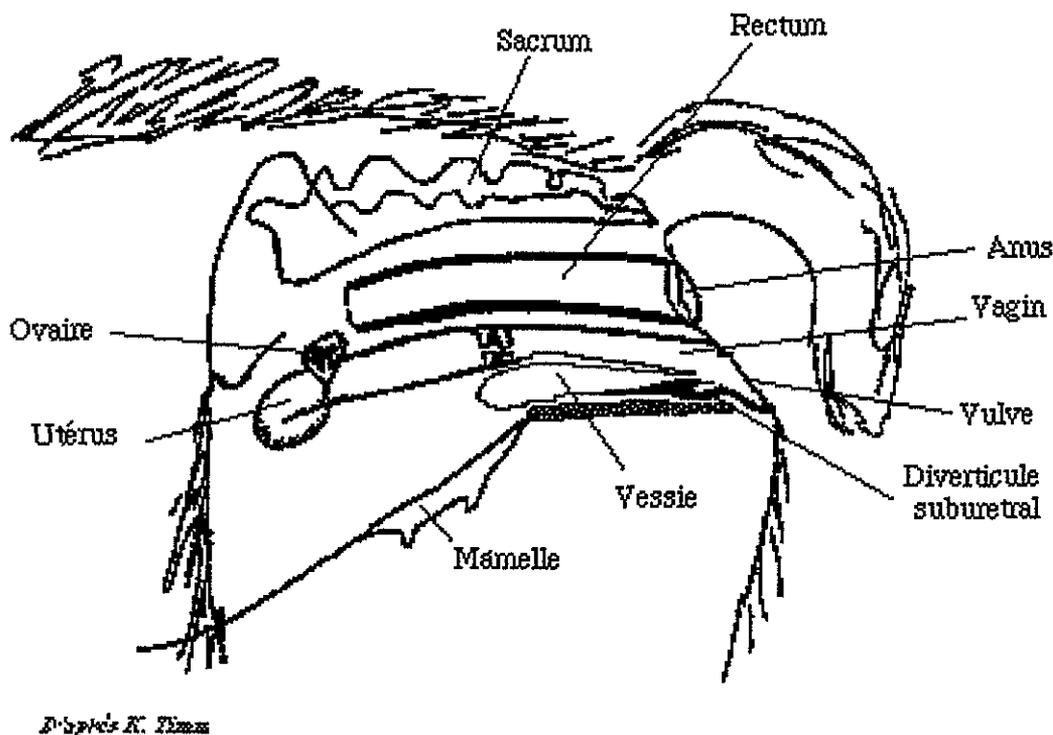


Figure 1 : appareil génital femelle

(1) VULVE

La vulve des lamas et alpagas est de petite taille, de 2 à 3 cm.

Les lèvres vulvaires, de petite taille, doivent s'approcher de la verticale, au risque d'être à l'origine de pneumo et uro-vagins.

Le clitoris est palpable et situé au niveau de l'extrémité ventrale de la vulve.

Il n'y a pas d'écoulements vulvaires périodiques comme cela peut-être décrit lors des chaleurs des bovins ou autres en raison de l'absence de chaleurs dans cette espèce.

(2) VAGIN

Le vagin d'une femelle lama adulte mesure 20 à 25 cm de long pour un diamètre de 3 cm environ.

La muqueuse vaginale est rosée.

Le vagin abrite le méat urinaire ainsi qu'un diverticule suburétral.

(3) COL UTERIN

Le col utérin fait protrusion dans le vagin.

Il mesure 1 cm de long sur 1 cm de large chez l'alpaga et 2 à 5 cm de long sur 2 à 4 cm de large chez le lama.

Le col utérin possède deux à trois anneaux en spirale, orientés dans le sens des aiguilles d'une montre.

Il se détend sous l'action des oestrogènes, mais ne s'ouvre pas comme chez la jument.

(4) UTERUS

L'utérus des petits camélidés ressemble à celui des juments, mais est proportionnellement plus court.

∅ Chez une femelle nullipare, les cornes mesurent 2 cm de diamètre pour 6 cm de long, et le corps utérin 2,5 cm de diamètre sur 2,5 cm de longueur.

∅ Chez les multipares, en raison de la faible durée d'involution utérine et du fait que la majorité des gestations se font dans la corne utérine gauche (cf. paragraphes suivants), cette dernière est généralement distendue (3 cm de diamètre sur 10 cm de long). La corne utérine droite garde les mêmes proportions que chez la femelle nullipare.

Un septum, visible à l'échographie au cours de la gestation, sépare les deux cornes.

(5) OVAIRES

Les ovaires des petits camélidés mesurent au repos 1,5 cm par 1,5 cm par 0,5 cm.

Lorsque les ovaires sont actifs, leur taille peut doubler par la présence de nombreux follicules secondaires, pouvant atteindre chacun 3 mm de diamètre, d'un follicule dominant dont la taille peut aller jusqu'à 14 mm, ou d'un corps jaune de 10 à 15 mm de diamètre.

2. ACTIVITE OVARIENNE

a) DYNAMIQUE OVARIENNE ^(12, 10, 41)

L'activité ovarienne chez les petits camélidés est permanente.

Le cycle ovarien peut se diviser en trois phases :

∅ **La croissance folliculaire** : elle dure environ 5 jours (4,8 +/- 1,5 jours). Un des follicules de 3 mm s'individualise, devient dominant, et croît jusqu'à une taille de 7 à 8 mm. Il peut alors ovuler.

∅ **La maturation folliculaire** : elle dure environ 5 jours (5 +/- 1,6 jours). Le follicule continue à croître jusqu'à un maximum de 12 à 15 mm.

∅ **La régression folliculaire** : cette dernière phase dure environ 4 jours (4 +/- 1,1 jours). La taille folliculaire diminue, puis le follicule disparaît.

L'ensemble de ces trois phases est appelé **vague folliculaire**. Une vague folliculaire complète débute avec l'entrée en phase de croissance d'un follicule dominant et se termine à la fin de la régression de celui-ci.

Les vagues folliculaires se chevauchent, de telle sorte qu'il y a 11 jours entre deux follicules dominants de 8 mm. Ainsi, le nouveau follicule dominant commence sa croissance deux à trois jours après le début de la régression du précédent.

La figure 2 illustre la croissance, la maturation puis la régression de chaque follicule dominant, en corrélation avec la concentration d'œstrogènes sanguins, comme décrit dans le paragraphe d) de ce chapitre, et ce en fonction du temps.

Le chevauchement des vagues folliculaires est visible sur la figure.

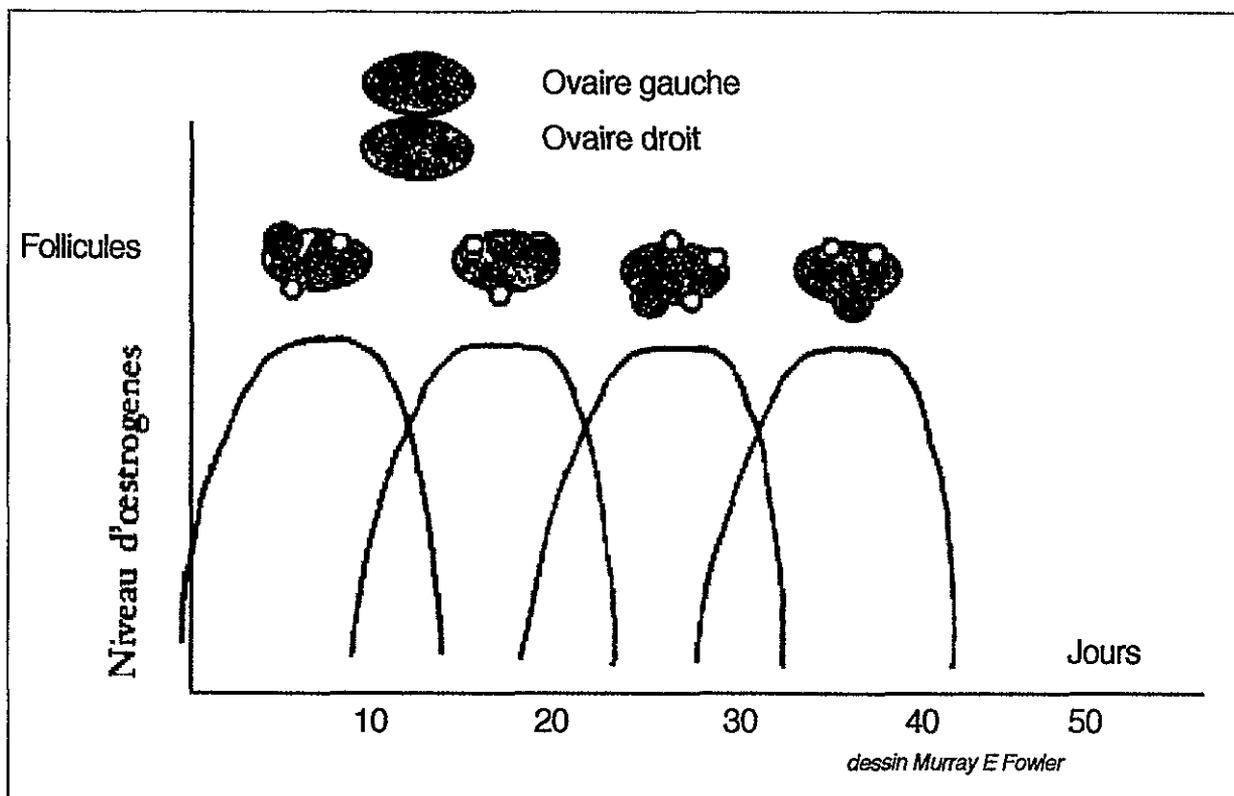


Figure 2 : vagues folliculaires

Chez les femelles présentant un corps jaune, les vagues folliculaires persistent, mais la vitesse est ralentie, et le cycle s'allonge jusqu'à 20 jours.

L'ovulation chez les femelles lamas et alpagas est provoquée par l'accouplement, il n'y a ainsi pas de phase d'ovulation puis de lutéinisation classique lorsque la femelle n'est pas saillie, ou éventuellement en présence du mâle, contrairement aux bovins et équins.

Il y a toujours, en même temps sur un ovaire, plusieurs follicules secondaires de 3 mm de diamètre, mais jamais plus d'un dominant à la fois, c'est-à-dire d'une taille supérieure à 6 mm.

En effet, le follicule dominant sécrète de l'inhibine qui exerce un rétrocontrôle négatif sur les autres follicules (de la même manière que dans les autres espèces).

Les ovaires alternent entre deux vagues folliculaires, ainsi que l'illustre la figure 2.

Lorsqu'un follicule dominant se développe sur l'ovaire droit, le follicule dominant suivant se développe en général sur l'ovaire gauche.

b) OVULATION

L'ovulation chez les petits camélidés est provoquée par la saillie, et non spontanée comme chez la plupart de nos espèces domestiques.

Elle n'est possible que lorsqu'il existe sur un des deux ovaires un follicule dominant dont la taille est supérieure à 7 mm.

L'ovulation est typiquement déclenchée par le poids du mâle sur la femelle couchée lors de la saillie, ou par la pénétration.

Étant donné que les follicules dominants se développent alternativement sur l'ovaire droit et gauche, l'ovulation se fait indifféremment à droite ou à gauche.

Il est important de noter qu'il existe des cas d'ovulation spontanée, par simples stimuli olfactifs ou visuels, notamment lorsqu'il y a un grand nombre de femelles ensemble et qu'un mâle saillit.

Les chiffres de 1 à 10% de femelles ovulant spontanément ont été avancés ⁽⁴¹⁾.

Comme chez la plupart de nos espèces domestiques, l'ovulation est déclenchée par un pic d'hormone GnRH puis LH.

Ainsi, il a pu être montré que la concentration de LH augmente dès 15 minutes après le début de la saillie pour atteindre un pic sanguin 1,45 à 2 heures après. La concentration basale est retrouvée au bout de 6 à 7 heures.

L'ovulation intervient 24 à 30 heures après l'accouplement chez 60% des femelles, parfois plus tard. ⁽²²⁾

La polyovulation peut être rencontrée et, dans une étude sur les alpagas, elle atteint le pourcentage de 12,5 % ⁽¹⁵⁾. La naissance de jumeaux est toutefois rarissime chez les alpagas et lamas, révélant dans ce cas un important pourcentage de mortalité embryonnaire.

c) CORPS JAUNE ^(43,10,3)

Après ovulation, comme chez toutes nos espèces domestiques, un corps jaune se forme dans la fosse d'ovulation. C'est l'entrée dans la phase lutéinique.

La forme du corps jaune est similaire à celle du corps jaune des bovins, en « bouchon de champagne ».

Le corps jaune fait protrusion à la surface de l'ovaire. Il est aisément palpable par palpation transrectale, et mesure entre 10 et 15 mm de diamètre.

Le corps jaune sécrète de la progestérone, qui permet le maintien de la gestation.

L'ovulation n'entraînant pas forcément de gestation, il importe de distinguer le comportement des corps jaunes gestatifs et les corps jaunes non gestatifs.

(1) CORPS JAUNE GESTATIF

Le corps jaune gestatif est maintenu tout au long de la gestation, son activité étant indispensable au bon déroulement de celle-ci.

Chez les petits camélidés, en effet, seul le corps jaune sécrète la progestérone au cours de la gestation.

Ainsi, si l'on supprime le corps jaune, même dans les derniers stades de gestation, la femelle avorte dans les 24 heures.

(2) CORPS JAUNE NON ACCOMPAGNE DE GESTATION

Lorsqu'une ovulation n'est pas suivie d'une gestation, ce qui est le cas lors de saillies non fécondantes ou lors d'ovulation spontanée, le corps jaune qui se développe est certes sécrétant, mais sa durée de vie est relativement courte.

Le corps jaune est lysé entre le neuvième et le dixième jour.

La prostaglandine $PGF_2\alpha$ est en effet sécrétée localement (par les deux cornes) et systémiquement (par la corne gauche) par l'utérus non gravide.

Ainsi, à partir d'une concentration basale d'environ 200 pmol/ml, des pics répétés atteignant 1 nmol/ml au neuvième et dixième jours sont observés, à l'origine d'une baisse de la sécrétion de progestérone par le corps jaune (révélateur de la lutéolyse).

Les femelles acceptent à nouveau le mâle à partir du douzième jour. L'acceptation du mâle est corrélée à la concentration de progestérone sanguine, qui doit être inférieure à 0,1ng/ml.

d) MODIFICATIONS HORMONALES AU COURS DU CYCLE

Deux grands groupes d'hormones interviennent au cours du cycle ovarien chez les petits camélidés. Les œstrogènes et la progestérone.

Les concentrations du 17β œstradiol sanguin (10 à 15 pg/ml) et des œstrogènes conjugués urinaires (20 à 30 ng/mg de créatinine) sont corrélés à la taille du follicule (8 à 12 mm). Ceci est visible sur la figure 2.

La concentration sanguine de progestérone est corrélée à la présence d'un corps jaune.

Ainsi, en l'absence d'ovulation, la progestérone reste basse à des valeurs inférieures à 0,3 ng/ml, alors qu'en présence d'un corps jaune, les valeurs dépassent 2 ng/ml.

3. GESTATION

a) DUREE DE GESTATION ⁽²²⁾

La durée de gestation des lamas et alpagas est en moyenne, dans la bibliographie, de 345 jours.

Une particularité des petits camélidés est la variabilité de cette durée d'un animal à l'autre.

Toutefois, d'après la bibliographie ⁽²²⁾, il semblerait que, chez une même femelle, les durées soient similaires d'une gestation à l'autre.

La durée de gestation varie en fonction de nombreux facteurs mal connus. La météo jouerait un rôle, la femelle préférant mettre bas lorsqu'il fait relativement beau et doux.

D'après les données recueillies au cours de notre étude, nous avons pu établir les durées moyennes de gestation en fonction des femelles de l'élevage, et obtenir le profil ci-dessous (figure 3).

La durée moyenne générale de gestation est de 351,3 jours, avec des extrêmes allant de 329,3 à 376,5 jours.

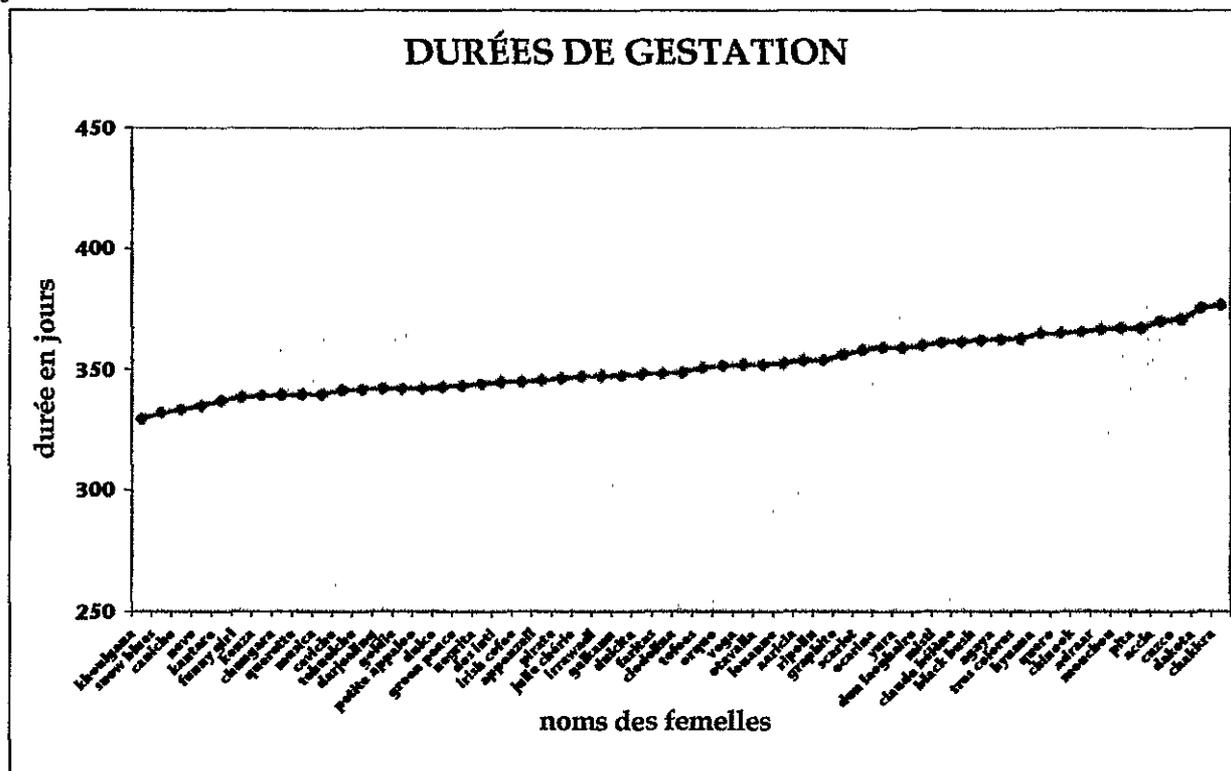


Figure 3 : Représentation graphique des durées moyennes de gestation des femelles de l'élevage.

Tableau 1 : Durées moyennes de gestation des femelles de l'élevage.

Femelle	Durée moyenne	Femelle	Durée moyenne	Femelle	Durée moyenne	Femelle	Durée moyenne
khoulgana	329,3	petite appaloo	342	tofees	350,6	black bush	362
snow blues	332	dulce	342,6	orquo	351,3	agaya	362,33
caniche	333,4	green peace	343,2	vega	351,9	tres colores	362,5
neve	335	negrita	344	otavalla	352	hyuana	365
kantare	337	dos inti	344,7	louanne	352,5	quero	365
funny girl	338,5	irish cofee	344,8	aaricia	353,67	chinook	365,5
kenza	339	appenzell	345,4	ripolin	353,7	adraar	366,5
chungara	339,3	pirate	346,2	graphite	356	mouchou	367
querette	339,5	julie chérie	347	scarlet	358	pita	367
musica	339,7	irrawadi	347,2	ocarina	359	accla	370
ceviche	341,29	galkann	347,3	yura	359	cuzco	370,7
tehuelche	341,7	dulcita	348	dun laoghaire	359,8	dakota	375,3

darjeeling	342	faritas	348,2	misti	361	chakkra	376,5
goldie	342	clodelina	348,6	claudie hélène	361,3		

Concernant les durées de gestation chez une même femelle, nous avons pu constater que chez la plupart de nos animaux, la durée est variable d'une vingtaine de jours sur l'ensemble des gestations.

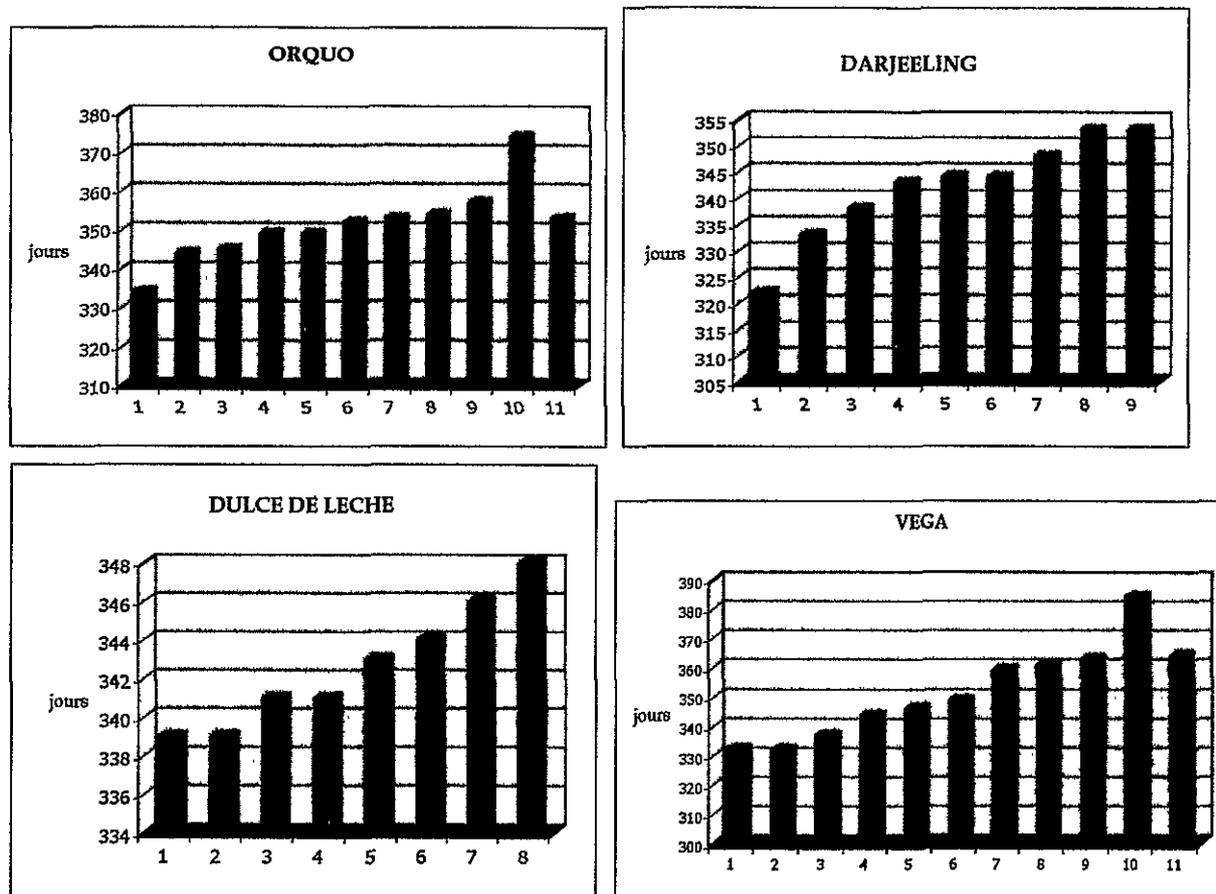


Figure 4 : durées de gestation en fonction du numéro de la gestation chez quatre femelles de l'élevage prises en exemple.

b) DEROULEMENT DE LA GESTATION (10, 15, 22, 27, 41)

Chez les lamas et alpagas, si l'ovulation se produit indifféremment sur l'ovaire droit ou gauche, 90 à 98% des gestations se déroulent dans la corne utérine gauche, sans qu'une cause n'ait pu être déterminée.

Une des hypothèses les plus vraisemblables semble être que la corne droite sécrèterait des prostaglandines en quantité importante, limitant toute implantation et développement embryonnaire ⁽¹⁵⁾.

La date exacte d'implantation de la vésicule embryonnaire est mal connue, et les données diffèrent selon les auteurs, entre 20 et 22 jours ⁽¹⁰⁾, 27 et 32 jours ⁽²²⁾, et 30 et 90 jours ⁽²⁷⁾.

La vésicule embryonnaire est visible généralement au seizième jour.

À cette date, elle est souvent dans la corne gauche, alors que les corps jaunes sont présents sur l'ovaire droit ou gauche en proportions équivalentes.

Il semble donc y avoir une migration embryonnaire précoce.

La vésicule embryonnaire est généralement sphérique, mais peut, dans quelques cas, être oblongue.

Le cœur de l'embryon commence à battre dès le 24^e jour.

Le sexage est possible dès 60 jours.

La croissance embryonnaire a été décrite chez l'alpaga. Le fœtus croît ainsi principalement durant les quatre derniers mois de la gestation. Il pèse environ 240g à 7 mois, et 7,2 kg à la naissance.

Au septième mois, la laine est déjà présente, et les yeux s'ouvrent au huitième mois.

Lorsqu'il y a polyovulation, puis des jumeaux, étant donné le faible pourcentage de naissance gémellaire, il semblerait que soit la femelle avorte, soit la vésicule embryonnaire présente dans la corne droite disparaisse rapidement ⁽¹⁵⁾.

e) ANNEXES EMBRYONNAIRES ⁽²¹⁾

(1) PLACENTA

Le placenta des petits camélidés est diffus et épithéliochorial, se rapprochant plus de celui des juments que des ruminants.

Le placenta est un organe qui résulte de l'accolement entre l'utérus, le chorion, l'amnios et l'allantoïde.

Il est formé de villosités choriales, de taille et de forme variables, qui s'allongent et s'enchâssent de plus en plus dans l'endomètre au fur et à mesure de la gestation.

Cette ultrastructure diffère de celle du placenta des équidés chez qui les villosités ont plutôt tendance à s'arboriser au cours du temps.

Le placenta pèse chez les lamas entre 740 grammes et 1,44 kg.

La longueur de la grande courbure est comprise entre 19,6 et 28 cm et la petite courbure entre 9,6 et 21 cm (figure 5).

La surface placentaire est rugueuse. Certaines zones sont particulièrement riches en houppes choriales, telles la grande courbure et la bifurcation des cornes, où s'attache le cordon ombilical. D'autres, en revanche, sont moins denses en houppes choriales : l'extrémité des cornes et la petite courbure, en regard des gros vaisseaux de l'allanto-chorion.

Les houppes choriales sont de taille et de forme variables. Certaines sont cuboïdes alors que d'autres sont coniques, et ce pour une longueur allant de 0,25 à 1,5 mm.

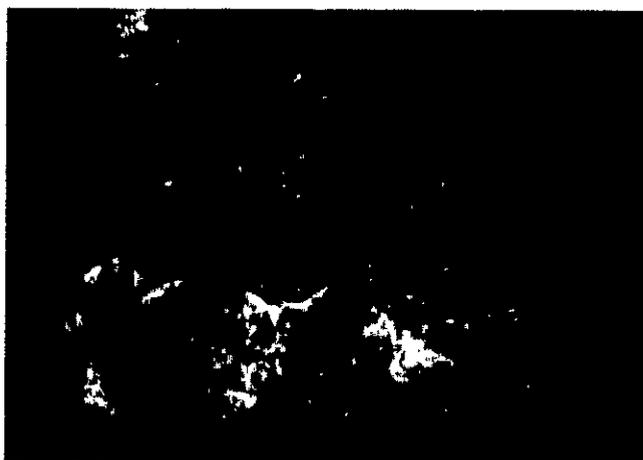


Figure 5 : placenta de femelle lama

Le placenta est généralement expulsé 10 à 45 minutes après le part.

Les fluides des différents sacs sont présents en petite quantité et très liquides. Ils permettent la lubrification lors du part, en association avec la membrane épidermique.

(2) MEMBRANE EPIDERMIQUE

Souvent confondue avec l'amnios, la membrane épidermique est une annexe fœtale supplémentaire propre aux camélidés.

Il s'agit d'une structure dérivée de l'épiderme fœtal qui se développe au cours du premier trimestre de gestation.

L'observation histologique de la membrane épidermique révèle une structure formée d'une couche interne pluristratifiée de cellules épithéliales et d'une couche externe kératinisée formée de cellules sans noyau et aux limites cellulaires mal définies, conférant sa solidité à la structure.

Au cours de la gestation, la membrane épidermique reste appliquée contre la peau du fœtus jusqu'à ce que la laine apparaisse et la repousse. C'est alors que sa kératinisation débute.

La membrane épidermique ne contient aucune fibre élastique, son élasticité étant conférée par la présence de nombreux ponts disulfures.

L'épaisseur de la membrane épidermique est d'environ 1 à 2 mm.

La membrane épidermique s'attache sur les jonctions cutanéomuqueuses (naseaux, bouche, anus, vulve, prépuce), ainsi que sur les coussinets plantaires, les ongles, le cordon ombilical, enveloppant ainsi totalement le nouveau-né (figure 6).

N'obstruant pas les orifices tels les naseaux et la bouche, elle ne peut être à l'origine d'étouffement à la naissance, contrairement à l'amnios des autres mammifères.



Figure 6 : la membrane épidermique recouvre entièrement le nouveau-né.

Cette annexe foetale sèche en quelques minutes après la mise bas et s'élimine seule grâce aux frottements uniquement, la mère ne léchant pas son petit (figure 7).

Il a été remarqué chez les nouveau-nés prématurés que la membrane épidermique s'élimine plus tardivement.



Figure 7 : la membrane épidermique s'élimine rapidement, alors que le nouveau-né n'est pas encore sec.

d) MODIFICATIONS HORMONALES AU COURS DE LA GESTATION ^(22, 13)

(1) PROGESTERONE

La formation du corps jaune des suites de l'ovulation est à l'origine d'une sécrétion de progestérone.

Ainsi, quatre à cinq jours après la saillie, la progestéronémie augmente significativement, pour dépasser 1 à 2 ng/ml.

Cette augmentation perdure tout au long de la gestation, en relation avec le corps jaune gestatif, comme il a été décrit précédemment.

Il est toutefois intéressant de noter la variabilité des concentrations de progestérone sanguine, aussi bien au cours de la gestation que d'un animal à l'autre.

Certains animaux peuvent ainsi présenter des concentrations supérieures à 6 ng/ml ou inférieures à 2 ng/ml et mener une gestation à terme.

De même, d'une semaine sur l'autre chez un même animal, des variations de plus de 4 ng/ml ont pu être observées.

Au cours de la dernière semaine de gestation, la concentration de progestérone diminue progressivement, pour chuter brutalement dans les 48 heures précédant le part, atteignant une concentration inférieure à 0,5 - 1 ng/ml.

(2) OESTROGENES

La concentration en œstrogènes sanguins augmente progressivement au cours du dernier tiers de gestation pour atteindre 200 à 280 pg/ml à la 50^e semaine. Il semblerait qu'ils soient produits par le placenta et/ou le fœtus.

La concentration en œstrogène reste stable jusqu'au part, et chute rapidement en même temps que l'expulsion du fœtus et du placenta.

Il semblerait que le déclenchement du part soit lié au ratio progestérone/œstradiol.

Ainsi, tout au cours de la gestation, il est supérieur à 100 pour 1 (la progestérone étant dosée en ng/ml alors que l'œstradiol en pg/ml), et diminue jusqu'à être inférieur à 5 pour 1 à la fin de la gestation.

4. MISE BAS

a) GENERALITES

La mise bas chez les petits camélidés se déroule rapidement (quelques heures au maximum) et discrètement (la femelle restant debout la majorité du temps).

La mise bas s'effectue dans la majorité des cas la journée entre 10 et 17 heures, de préférence par temps clément.

Cette particularité semble être une adaptation au fait que la femelle ne lèche pas son petit, qui doit donc sécher tout seul. Étant donné les gros écarts de température dans les Andes entre le jour et la nuit, si le petit naît trop tard dans la journée, il risque de mourir gelé.

b) ÉTAPES DU TRAVAIL ^(30, 10)

On peut diviser le travail en trois grandes étapes.

- **Première phase :**

Au cours de cette phase, ce sont les signes comportementaux qui dominent. La femelle arrête de manger, pleure et s'isole du reste du groupe.

Elle commence à se coucher et se relever fréquemment, et se déplace souvent pour uriner et déféquer.

Au cours de cette phase, les contractions utérines débutent, la vulve et le col utérin se dilatent, et le fœtus commence à s'engager dans le filière pelvienne (figure 8).

La durée de cette phase est variable, entre une et trois heures.



Figure 8 : Première phase de la mise bas : la femelle présente des coliques.

- **Seconde phase :**

Cette phase débute avec le commencement de l'expulsion active du fœtus.

Elle dure entre 60 et 90 minutes.

Les contractions abdominales deviennent visibles, la femelle continue à se coucher et se relever.

Les annexes (amnios et allantoïde) se rompent et les fluides, en faible quantité, sont expulsés.

À ce stade, le fœtus commence à sortir. La femelle reste alors généralement debout (figure 9).

Le fœtus des petits camélidés se présente crânialement et en position dorso-sacrale.

Il est classique de voir apparaître tout d'abord le museau du nouveau-né, pendant quelques minutes, puis il rentre dans la filière pelvienne et les deux antérieurs apparaissent.

La femelle se repose alors quelques minutes.

Lorsque le travail reprend, il suffit de quelques contractions pour expulser totalement le fœtus, qui tombe au sol en général sans dommages.

Le cordon se rompt seul à 5-15 cm du ventre du nouveau-né, au niveau d'une zone de fragilité naturelle, quand le bassin de celui-ci passe la vulve de la mère.

Il peut arriver, dans de rares cas, que le cordon ombilical se rompe contre la paroi abdominale. L'attitude à adopter est alors la même que dans les autres espèces. Il est également décrit des cas où

l'artère ombilicale est attirée dans l'abdomen en se rompant, l'hémostase se faisant mal, entraînant ainsi une hémorragie fatale.²¹



Figure 9 : Seconde phase de la mise bas : expulsion du nouveau-né

- **Troisième phase :**

La troisième phase consiste en l'expulsion du placenta (figure 10).

Elle se produit typiquement dans les 45 minutes, et ne doit pas dépasser 6 heures.

Les cas de rétention placentaire sont rares. (cf. § « gestion de la reproduction - mise bas »).



Figure 10 : Expulsion du placenta.

5. LE POST-PARTUM ^(10, 14, 27)

a) ACTIVITE OVARIENNE

Les vagues folliculaires perdurent pendant la gestation, sans qu'il n'y ait d'ovulation.

Si la saillie est possible dès la mise bas, l'ovulation, la fécondation et l'implantation ne peuvent toutefois avoir lieu que dans un environnement propice, c'est-à-dire lorsque l'involution utérine est suffisamment avancée.

b) INVOLUTION UTERINE

L'involution utérine chez les petits camélidés est complète 21 jours après la mise bas.

Elle est corrélée à l'expulsion complète des annexes fœtales ainsi qu'au bon déroulement du part.

L'échographie et la palpation transrectales sont toutes deux utilisables pour objectiver l'involution utérine.

L'examen du vagin à l'aide d'un vaginoscope à la recherche d'éventuelles sécrétions anormales ou inflammation de la muqueuse peut s'avérer utile et semble suffisant dans la majorité des cas pour décider du moment de la remise à la reproduction.

Si l'involution utérine est complète à 21 jours, il est tout à fait possible de remettre les femelles à la reproduction à partir du 15^e jour post-partum.

Si la première saillie n'est pas toujours fécondante, la seconde l'est généralement.

e) COMPORTEMENT

Le comportement des femelles lamas et alpagas envers leur petit est semblable à celui des autres mammifères domestiques, hormis le fait qu'elles ne lèchent pas le nouveau-né ni ne mangent leur placenta.

La femelle des petits camélidés peut accepter le mâle immédiatement après la mise bas, ce qui peut représenter un danger pour le nouveau-né.

En effet, il arrive que le mâle cherche à saillir une femelle couchée en train de mettre bas, et étouffe le fœtus.

Il convient donc de séparer le mâle du troupeau en période de mises bas.

B. MÂLE

La gestion des troupeaux est faite de telle sorte que l'on utilise généralement un mâle pour plusieurs femelles (au Pérou, 1 pour 33 femelles).

Il apparaît dès lors que toute anomalie chez celui-ci peut se transmettre à plus de descendants que dans le cas des femelles.

Une sélection rigoureuse du mâle reproducteur est donc indispensable pour assurer la qualité des produits.

1. ANATOMIE DE L'APPAREIL REPRODUCTEUR ^(11,27,41)

a) TESTICULES



Figure 11 : Testicules de lama.

Les testicules sont situés sous l'anus, en position pelvienne (figure 11).

Leur taille est relativement petite en comparaison des autres animaux domestiques.

Les testicules d'un mâle alpaga adulte pèsent environ 18 g, leur taille varie de 4 à 5 cm de long sur 2,5 à 3 cm de large.

Chez le lama adulte, la longueur du testicule est de 5 à 6 cm, sa largeur de 3 à 4 cm, et son poids de 25g.

Il semblerait que la taille des testicules soit corrélée à la fertilité. En effet, certains mâles avec des petits testicules se révèlent hypofertiles.

Le scrotum qui les contient est, comme chez les verrats ou les chats, de petite taille et non pendulaire.

Les muscles scrotaux se contractent lorsqu'il fait froid et, au contraire, se relâchent lorsqu'il fait chaud, permettant une légère régulation de la température testiculaire, indispensable à la spermatogenèse.

La tête de l'épididyme est peu développée, comme chez le bélier.

Le canal déférent mesure environ 2 à 3 mm de diamètre sur 40 cm de long.

L'ampoule du déférent est également mal délimitée.

La croissance testiculaire est lente. Les testicules ne sont pas visibles à la naissance. Ils ne descendent que vers 6 mois, pour atteindre leur taille maximale vers l'âge de 30 mois.

La sécrétion de testostérone par les testicules ne dépasse pas 35 à 90 pg/ml jusqu'au 19^e mois, puis augmente exponentiellement du 21 au 30^e mois pour atteindre alors 650 pg/ml.

b) GLANDES ACCESSOIRES

Les glandes accessoires sont au nombre de deux chez les lamas et alpagas : les glandes bulbo urétrales et la prostate.

Les petits camélidés n'ont pas de vésicules séminales.

Les glandes bulbo urétrales sont situées latéralement à la base du pénis.

La prostate est de petite taille et adhérente à l'urètre, en position dorsale.

c) PENIS

Le pénis est similaire à celui des ruminants : fibroélastique avec un S pénien. Il mesure entre 35 et 40 cm de long (figure 12).

Une particularité des petits camélidés est à souligner concernant l'anatomie du pénis. Celui-ci présente en effet à son extrémité libre une petite pièce cartilagineuse incurvée dans le sens des aiguilles d'une montre, appelée processus cartilagineux.

Le processus cartilagineux joue un rôle important lors de la saillie, en permettant de guider le pénis à travers le col utérin de la femelle et de dilater ce dernier, afin de déposer la semence dans l'utérus.

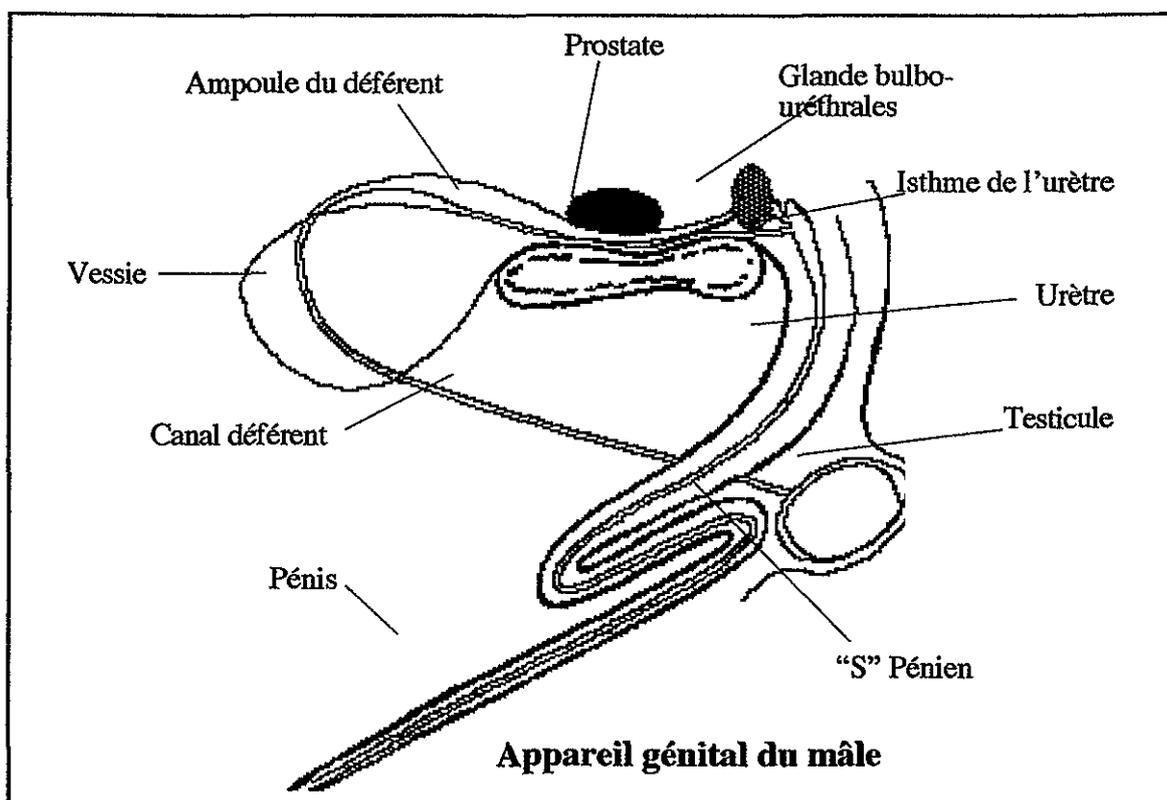


Figure 12 : Appareil génital mâle.

d) PREPUCE

Le prépuce des petits camélidés est orienté caudalement au repos, de telle sorte que la miction se fait vers l'arrière, comme les femelles (figure 13).



Figure 13 : Le jet d'urine est dirigé vers l'arrière lors de la miction chez le mâle.

Lorsque le mâle est en érection, le puissant muscle protracteur du pénis le ramène vers l'avant.

Chez le jeune mâle, le pénis est adhérent au prépuce.

Ce phimosis se réduit à partir de 12 à 15 mois d'âge, pour disparaître complètement chez la plupart des mâles vers 22 mois (chez d'autres, cela peut prendre jusqu'à 26 mois), en relation avec la sécrétion de testostérone par les testicules.

2. SAILLIE

a) COMPORTEMENT SEXUEL

(1) MÂLE

Le mâle peut avoir une libido très tôt, vers un an, voire avant. S'il parvient à chevaucher la femelle, la pénétration restera généralement impossible tant que le phimosis n'est pas réduit.

Lorsque le mâle est agressif, il faut veiller à ce qu'il n'intimide pas la femelle, au risque de le laisser saillir des femelles non réceptives.

(2) FEMELLE

Le comportement de la femelle varie selon qu'elle est réceptive ou non.

∅ **Une femelle réceptive** accepte le mâle : lorsque celui-ci cherche à s'approcher, elle le laisse faire et se couche pour accepter la saillie.

On peut distinguer deux modes d'acceptation du mâle, sans qu'il ne soit possible de les corréler à la taille folliculaire.

Certaines femelles acceptent immédiatement le mâle, et l'on peut ainsi les voir se coucher contre le mâle alors que celui-ci saillit une autre femelle.

D'autres, en revanche, demandent quelques instants, au cours desquels elles se laissent courser sans toutefois cracher, avant de se coucher.

Une femelle accepte le mâle à tout moment du cycle folliculaire, sauf si elle présente un corps jaune, et a fortiori si elle est gravide.⁽¹⁰⁾

L'acceptation du mâle est en effet corrélée à la concentration de progestérone sanguine (<0,1ng/ml)⁽²²⁾.

Ce n'est en revanche pas parce qu'une femelle accepte le mâle qu'elle ovulera une fois saillie.

Comme nous l'avons vu, l'ovulation ne peut se produire que s'il y a un follicule en croissance de plus de 7mm de diamètre.

∅ **Une femelle non réceptive** refuse le mâle : elle lui crache dessus, émet un son particulier en faisant claquer sa langue sur son palais et se sauve.

b) DEROULEMENT



Figure 14 : Position classique en décubitus sterno-abdominal lors de la saillie.

Pour saillir, le mâle s'approche de la femelle et commence à la sentir, notamment sous la queue, afin d'identifier la présence d'œstrogènes dans les urines, signifiant que la femelle est réceptive.

Il la chevauche, cherchant à la faire se coucher.

La femelle réceptive se couche alors en position sterno-abdominale, ou sur le côté, le mâle restant toujours sur son dos (figure 14).

Au cours de la saillie, le mâle émet un son guttural caractéristique.

La saillie chez les petits camélidés dure une vingtaine de minutes (entre 5 et 55). Cette durée est variable, notamment si d'autres femelles réceptives sont présentes.

c) SEMENCE

Au cours de la saillie, le pénis s'introduit à travers le col utérin, à l'aide du processus cartilagineux, le dépôt de la semence s'effectuant directement dans les cornes utérines.

L'éjaculation chez les petits camélidés se fait au goutte-à-goutte, pour un volume restreint d'environ 2 ml. Ce volume est toutefois difficile à évaluer, la récolte de sperme n'étant pas aisée. L'électroéjaculation entraîne notamment une contamination par de l'urine, et l'utilisation de mannequin n'est que rarement concluante.

L'éjaculat contient 350 000 à 600 000 spermatozoïdes. Leur motilité est faible en comparaison de celle des spermatozoïdes du bélier. Leur morphologie est cependant proche de celle des ruminants.

L'éjaculat est très visqueux, mais se fluidifie au bout de 23 heures. Cette particularité peut probablement être corrélée au fait que l'ovulation est provoquée par la saillie, et ne se déclenche que plusieurs heures après cette dernière. Les spermatozoïdes arrivent donc dans les trompes une fois l'ovule en place, et gardent leur motilité pour la fécondation.

d) OVULATION

Chez les petits camélidés, l'accouplement induit une décharge de LH qui permet à un follicule d'ovuler.

Celui-ci doit avoir une taille minimale de 7mm ⁽¹⁶⁾.

L'ovulation se produit 24 à 30 heures après la saillie chez 60% des femelles, plus tard chez les autres⁽²²⁾

Il n'y a pas d'ovulation chez 10% des femelles ⁽¹⁰⁾ (follicule trop petit ou en régression notamment).

Un corps jaune se développe ensuite, entraînant une élévation de progestérone plasmatique dans les 3 à 4 jours qui suivent l'accouplement.

C. GESTION DE LA REPRODUCTION : ASPECTS PRATIQUES

1. PREMIERE MISE A LA REPRODUCTION

a) MALE

La puberté chez le mâle semble se situer vers 2,5 ans 3 ans, mais la documentation sur le sujet est limitée.

Pour qu'un mâle soit en mesure de féconder une femelle, il faut que la spermatogenèse ait débuté, mais aussi et surtout que le phimosis soit réduit.

Pour mettre un mâle à la reproduction, ses testicules doivent donc avoir atteint leur taille maximale et le phimosis avoir disparu.

Ainsi, certains mâles seront capables de reproduire dès 6 mois, et d'autres pas avant 3 ans.

b) FEMELLE

Étant donné qu'il n'y a pas de chaleurs chez les petits camélidés, il est difficile de définir la puberté.

En pratique, on ne mettra pas une femelle à la reproduction avant qu'elle n'ait atteint l'âge d'un an, ou 2/3 de son poids adulte.

Comme nous l'avons remarqué précédemment, un mâle agressif risque d'intimider une femelle, d'autant plus si elle est jeune. Il semble donc important de surveiller tout particulièrement les premières saillies.

2. GESTION DES SAILLIES

Comme chez les autres espèces domestiques, les saillies peuvent se faire en liberté, le mâle étant lâché parmi les femelles, ou bien en main, le mâle étant conduit en main vers la femelle.

a) SAILLIES EN LIBERTE

Lorsque le mâle est libre parmi les femelles, un ratio d'un mâle pour 33 femelles est idéal. ⁽²⁷⁾

Cette gestion des saillies permet d'avoir des femelles toujours pleines (le mâle saillit immédiatement toute femelle vide).

Elle semble toutefois présenter pour inconvénient le fait que l'on ne connaît pas les dates exactes de saillies, donc approximativement celles de mises bas.

b) SAILLIES EN MAIN

Le choix de faire effectuer les saillies en main permet de s'affranchir de l'incertitude quant à la date prévue des mises bas.

Le mâle est conduit vers la femelle. Celle-ci est placée au préalable dans un enclos de taille restreinte mais suffisante pour lui permettre d'exprimer un éventuel refus.

Il semble utile de tenir le mâle, même de loin, pour limiter toute brutalité envers la femelle.

Un mâle peut saillir jusqu'à 4 à 5 fois dans la même journée (20 fois par semaine), s'il est nourri correctement et est dans un environnement de bonne qualité, sans que la qualité de la semence ne soit altérée. Dans le cas d'un jeune mâle, on ne dépassera pas 2 à 3 saillies par jour (6 à 8 par semaine). ⁽²⁷⁾

c) DECISION DE SAILLIE

Dans le cas des saillies en main, il importe de savoir choisir la date de l'accouplement afin d'optimiser les chances de réussite.

Si l'opérateur possède un échographe, il peut observer les ovaires à la recherche d'un follicule dominant de taille supérieure à 7mm, c'est-à-dire capable d'ovuler. Il faudra toutefois prendre garde à être dans la période de croissance folliculaire et non de régression, le follicule ne pouvant alors plus ovuler. ^(40, 10)

Dans tous les cas, il est préconisé de laisser, après une première saillie sous surveillance, le mâle et la femelle ensemble plusieurs jours, jusqu'à ce que cette dernière exprime son refus.

Ainsi, si l'on se trouve en tout début de vague folliculaire ou en phase de régression folliculaire, un nouveau follicule dominant a le temps de se développer pour atteindre sa taille d'ovulation. La femelle refuse alors le mâle dès qu'elle a ovulé.

Il semble utile de renouveler la présentation entre quinze jours et un mois après la première saillie, pour s'affranchir du cas de mortalité embryonnaire précoce (dans près de 50% des cas ⁽¹⁰⁾). La présentation ne devra pas se faire avant car le corps jaune présent, ne disparaissant pas avant dix jours, sécrète de la progestérone, cause de refus du mâle par la femelle.

3. LA MISE BAS

a) SURVEILLANCE

Il n'est pas possible chez les petits camélidés de connaître précisément la date de mise bas, comme il peut l'être chez les carnivores domestiques, ou à un moindre degré chez les bovins et équins, car la durée de gestation est très variable.

On peut attendre ainsi une mise bas jusqu'à près d'un mois.

La surveillance de la mise bas est toutefois facilitée par le fait qu'elle ne se produit que la journée, classiquement entre 10h et 17h, et généralement par beau temps.

Une femelle ne montre des signes clairs d'accouchement que la journée de la mise bas, avec le commencement du premier stade explicité plus haut.

Ainsi, elle s'isole, ne mange plus ni ne rumine, et va fréquemment uriner. Puis elle commence à se coucher et se relever de nombreuses fois, pleure, et adopte une position de self auscultation.

S'il faut s'assurer du bon déroulement de la mise bas, il ne semble pas utile d'aider la mère dans son travail. L'expulsion du fœtus ne pose généralement pas de problème. Le cordon se rompt par la présence d'une zone de fragilité naturelle à une dizaine de centimètres du ventre du nouveau-né.

Il faut en revanche surveiller le comportement du nouveau-né, ce que nous nous proposons de développer plus loin.

La femelle récupère rapidement de la mise bas, et se remet en général presque immédiatement à manger.

Il faut enfin vérifier que l'expulsion du placenta soit faite correctement, et ce dans les 6 heures qui suivent la mise bas.

Contrairement aux autres espèces domestiques, la femelle lama ne consomme pas son placenta.

En cas de rétention placentaire, la délivrance manuelle n'est pas recommandée.

Il est plutôt conseillé de procéder à des injections d'ocytocine et à des rinçages utérins à l'aide d'un soluté salin isotonique tiède associé à un antiseptique doux.

Si la rétention placentaire dure plus de 24 heures, les rinçages utérins sont reconduits jusqu'à obtenir un liquide clair, et la femelle est placée sous antibiotiques locaux, éventuellement généraux. Ces grands principes étant les mêmes que chez la jument.

b) DYSTOCIE ⁽³⁰⁾

S'il est vrai que la fréquence des dystocies est faible (2 à 5%), toutes nécessitent une intervention. Il semble dès lors important de surveiller la mise bas, d'où l'utilité des saillies en main, permettant de connaître approximativement la date de la mise bas.

Si le premier stade dure plus de 6 heures sans contractions abdominales ou le second plus de 2h sans signes de progression, il faut intervenir.

En général, l'origine de la dystocie est une anomalie foetale : mauvaise présentation, position ou posture, anomalie ou mort foetale, disproportion fœtus/mère (rare). Dans 70% des cas, le cou du fœtus est replié vers l'arrière.

La dystocie peut également être d'origine maternelle : torsion utérine, atonie utérine, non dilatation du col...

L'examen obstétrical reste classique, mais nécessite une importante lubrification. En effet, la lubrification lors de la mise bas est assurée essentiellement par la membrane épidermique qui enveloppe très étroitement le fœtus.

Nous nous proposons ici de citer brièvement les cas de dystocie les plus fréquents ainsi que leur réduction.

(1) DYSTOCIES D'ORIGINE FŒTALE

(a) Disproportion fœtus/mère

Les cas fréquemment rencontrés chez les bovins d'excès de volume fœtal d'origine génétique sont rares chez les lamas et alpagas.

On rencontre plutôt des cas d'anomalie fœtale (rares toutefois), telle l'hydrocéphalie, ou de mort fœtale entraînant un emphysème important du fœtus.

Lors de disproportion fœtus/mère, si le fœtus reste bloqué au niveau des épaules, il suffit en général de lui appliquer une rotation de 45 à 90° pour le mettre dans l'axe de la partie la plus large du bassin. On effectue ensuite une traction progressive sur les antérieurs l'un après l'autre.

Si, en revanche, le fœtus est bloqué au niveau des hanches, le fait de coucher la mère puis de tirer progressivement suffit généralement. Il ne faut pas oublier de stimuler le nouveau-né car le cordon ombilical est en général précocement rompu.

Dans les cas d'excès de volume global avec un fœtus mort, l'embryotomie peut se révéler la solution de choix.

(b) Mauvaise présentation, posture, position

La longueur des membres et du cou du fœtus par rapport au tronc le prédisposent aux mauvaises postures, présentations et positions.

La réduction doit se faire rapidement. Si tel n'est pas le cas dans le quart d'heure, la césarienne doit être envisagée pour la viabilité du fœtus.

Il arrive fréquemment que ce soit le cou du fœtus qui soit appliqué le long du corps, ou le cordon ombilical qui, passé devant les épaules, étrangle le fœtus et l'empêche de progresser dans la filière pelvienne.

Les cas de présentation caudale ou les sièges sont graves. Le cordon est généralement comprimé, à l'origine d'une anoxie fœtale.

(2) DYSTOCIES D'ORIGINE MATERNELLE

(a) Torsion utérine

Lorsque le fœtus semble avoir la tête à l'envers, il s'agit dans la majorité des cas d'une torsion utérine.

La réduction s'effectue aisément en maintenant le fœtus tout en faisant rouler la mère sur le dos. Si la réduction est impossible, la césarienne est alors envisagée.

(b) Atonie utérine

L'atonie de l'utérus a lieu par fatigue de l'animal après une période de contractions trop longues, ou des manipulations trop fatigantes par l'opérateur.

L'accouchement doit être réalisé manuellement, et ce rapidement, puis des injections d'ocytocine doivent être pratiquées pour favoriser l'expulsion du placenta.

Il convient dans les cas d'atonie utérine de surveiller l'expulsion du placenta. En effet, il s'agit de la première cause de rétention placentaire.

(c) Non dilatation du col

Les origines ne sont pas toutes connues.

On peut toutefois citer des cas de carence en phosphore, des suites de mise bas avec déchirure du col, ou encore une présentation en siège.

En effet, la dilatation du col s'effectue normalement par les pressions répétées et prolongées du nez du fœtus contre le col.

Une dilatation manuelle ou une césarienne peuvent être envisagées.

(d) Malformation pelvienne

Une dystocie peut enfin provenir d'une malformation au niveau du bassin.

Ainsi, un vestige de fracture laissant une filière pelvienne de taille diminuée entraînera une impossibilité de mise bas par les voies naturelles, et la césarienne sera envisagée d'office.

(3) CESARIENNE

La césarienne (figure 15) chez les petits camélidés s'effectue sous anesthésie générale (la xylazine étant un produit de choix), en position haute sur le flanc gauche.

La technique est semblable à la technique utilisée chez les bovins.

On incisera ainsi l'utérus le long de la grande courbure, puis effectuera deux surjets enfouissant.



Figure 15 : Femelle lama ayant subit une césarienne.

e) NEONATALOGIE ^(29, 36)

Le jeune lama (ou alpaga) cherche à se lever presque immédiatement, et y parvient dans l'heure qui suit sa naissance.

Une fois debout, le nouveau-né cherche la mamelle de sa mère et commence à téter dans les 2 à 4 heures. Il tètera ensuite deux à trois fois par heure pendant quelques secondes à quelques minutes.

Il est important de vérifier la bonne prise colostrale qui, comme dans les autres espèces, doit s'effectuer au maximum dans les 12 heures qui suivent le part pour être assimilé.

En effet, si tous les nouveau-nés qui ne prennent pas correctement le colostrum ne tombent pas malades, les risques qu'ils le deviennent sont grandement augmentés.

Il est possible de donner du colostrum de lama congelé au nouveau-né si sa mère n'en a pas suffisamment. Si aucun colostrum de lama n'est disponible, celui de chèvre, de brebis ou de vache, idéalement d'une exploitation voisine, lui sera administré à raison d'un volume équivalant à 20% de son poids, en plusieurs buvées.

Si la mère ne se laisse pas téter, il ne faut pas hésiter à la traire afin d'être sûr que le nouveau-né ait son colostrum. On administrera le lait au petit à l'aide d'une seringue et d'une petite canule en caoutchouc introduite entre la langue et le palais.

Si le nouveau-né ne présente pas de réflexe de succion, un sondage orogastrique sera envisagé à l'aide d'une sonde de 6 à 10 mm de diamètre selon la taille.

Il faut de plus vérifier que le nouveau-né ne soit pas prématuré.

Les prématurés sont en général plus légers que les nouveau-nés à terme.

Les prématurés présentent des « oreilles de cocker », non rigides (figure 16). Il faut toutefois faire attention. Il est normal que les oreilles soient semi tombantes dans les minutes qui suivent le part, mais elle se redressent alors rapidement, dans l'heure. Les oreilles des prématurés restent tombantes plusieurs jours à semaines.

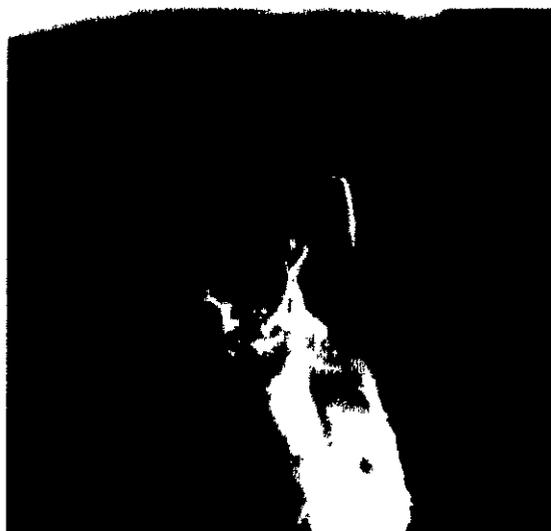


Figure 16 : Oreilles de prématuré.

De plus, les incisives chez les prématurés ne sont pas sorties à la naissance, contrairement aux nouveau-nés à terme (figure 17).



Figure 17 : Les incisives sont visibles chez un nouveau-né à terme.

Le vestige du cordon ombilical est désinfecté à la teinture d'iode, ou à la chlorhexidine 2%.

Les hernies ombilicales existent chez les petits camélidés et se gèrent de la même manière que celles des autres animaux domestiques.

Il faut également s'assurer de la bonne évacuation du méconium.

Le colostrum a un effet laxatif. Si toutefois une rétention était remarquée, un lavement doux peut s'avérer nécessaire.

La mère ne lèche naturellement pas son petit. Il peut parfois être utile de le frictionner à l'aide d'une serviette de bain. La membrane épidermique sèche et s'élimine d'elle-même rapidement.

4. REMISE A LA REPRODUCTION

Comme nous l'avons vu précédemment, l'involution utérine est le facteur limitant de la remise à la reproduction. Celle-ci est complète à 21j, mais la femelle peut être saillie dès 15 jours après la mise bas.

Il convient de s'assurer qu'il n'y a pas d'infection ou inflammation utérine avant de remettre une femelle à la reproduction, ce qui entraînerait une forte proportion de mortalité embryonnaire précoce. Un examen au vaginoscope peut s'avérer suffisant.

En pratique, s'il n'y a pas de contre-indications, la femelle est remise à la reproduction 15 jours après la mise bas et est laissée avec le mâle plusieurs jours de suite. On la représentera 15 jours plus tard pour voir si elle l'accepte, ou utilisera tout autre méthode de diagnostic de gestation.

II. DIAGNOSTIC DE GESTATION CHEZ LES PETITS CAMELIDES DOMESTIQUES

Dans une optique d'élevage, le produit étant l'essentiel revenu, il semble indispensable d'optimiser les durées entre deux mises bas, ne pouvant intervenir sur la durée de gestation.

Le diagnostic de gestation devient ainsi un passage obligé de la gestion de la reproduction.

Plusieurs méthodes s'offrent à nous : Le comportement, le ballotement, l'observation de signes physiques de gestation, la palpation transrectale, l'échographie et le dosage de la progestérone.

Nous nous proposons, dans cette seconde partie, d'étudier les différents moyens mis à notre disposition, afin d'en dégager les principaux avantages et inconvénients, et de comprendre quand et comment les utiliser.

A. COMPORTEMENT (10,22, 4, 29)

1. BASES PHYSIOLOGIQUES

Comme nous avons pu le décrire précédemment, la femelle des petits camélidés voit son comportement modifié selon qu'elle est pleine ou vide.

Une femelle vide, dite réceptive, accepte la saillie. Ainsi, à l'approche du mâle, elle se couche rapidement et se laisse chevaucher.

Une femelle non réceptive, au contraire, se sauve et crache lorsque le mâle cherche à la chevaucher.

Il semblerait que ce soit le développement d'un corps jaune entraînant une augmentation de la progestéronémie, associé à une baisse de la concentration en oestrogènes circulants qui soient à l'origine du refus du mâle par la femelle.

2. REALISATION

La réalisation de cette méthode est relativement aisée.

Quinze jours après la dernière saillie, dans un espace clos, le mâle, entier ou vasectomisé, est tenu en main et approché de la femelle à tester.

Il suffit dès lors d'étudier le comportement de la femelle : Une femelle réceptive se couche, et ce plus ou moins rapidement, alors qu'une femelle non réceptive crache et refuse tout contact.

Il est important de noter que tous les degrés d'acceptation sont possibles, et il ne faut pas hésiter à présenter le mâle plusieurs fois à la femelle afin d'analyser correctement son comportement.

Le mâle utilisé, s'il est entier, doit saillir régulièrement, sinon il peut risquer d'être frustré et ainsi refuser la saillie.

Le mâle est retiré de l'enceinte dès que le comportement de la femelle est clair.

Ce test étant subjectif, il est utile que ce soit toujours la même personne qui le réalise au sein d'un élevage.

3. FIABILITE

La fiabilité du diagnostic de gestation par observation du comportement chez les petits camélidés est limitée, comme ont pu le montrer Alarcon, Sumar, Riera et Foote en 1990⁽⁴⁾:

Tableau 2 : Fiabilité du diagnostic de gestation par observation du comportement chez les petits camélidés.

Nombre de jours depuis saillie (jours)	Femelles gestantes (%)	Femelles non gestantes (%)	Fiabilité (%)
Alpagas n=50			
70	46	38	84
125	42	46	88
Lamas n=20			
75	80	5	85
125	80	15	95

Ainsi, chez les alpagas, à 70 jours, 84% des gestations étaient diagnostiquées pour atteindre 88% à 125 jours.

La fiabilité est meilleure chez les lamas, avec 85 et 95% à 75 et 125 jours.

Toutes les femelles qui acceptaient le mâle au 125^e jour de gestation étaient effectivement vides.

Toutes les femelles gestantes refusaient le mâle.

En revanche, toutes les femelles refusant le mâle n'étaient pas pleines (le refus était probablement dû à des avortements, les corps jaunes étant encore actifs).

4. AVANTAGES

Le diagnostic de gestation par observation du comportement peut facilement être effectué par l'éleveur, pour peu que celui-ci soit suffisamment expérimenté.

S'il manque de fiabilité, ce test a l'avantage d'être gratuit.

Il semble donc intéressant de l'utiliser en première intention, de faire saillir à nouveau les femelles acceptant le mâle, et de mettre en œuvre d'autres moyens de diagnostic de gestation pour les femelles refusant le mâle.

5. LIMITES

Un mâle agressif ou dominant nuit à la bonne expression du comportement de la femelle, et ce particulièrement chez les femelles mises à la reproduction pour la première fois, ou soumises.

A contrario, une femelle particulièrement dominante peut refuser un mâle alors qu'elle n'est pas gestante

Il est donc indispensable que l'opérateur ait une bonne expérience du comportement de ses femelles et sache détecter un refus ou une acceptation, même discrets.

Nous avons pu voir précédemment que le refus du mâle est corrélé à la présence d'un corps jaune.

Une femelle vide mais présentant un corps jaune incomplètement résorbé peut donc refuser le mâle, et induire l'opérateur en erreur. Ce peut être le cas lors de résorption embryonnaire tardive.

Enfin, comme cette méthode prend du temps, et nécessite, en plus de celle des femelles, la manipulation d'un mâle, elle n'est pas toujours facile à utiliser dans les grands troupeaux.

De plus, comme nous avons pu le comprendre, il est important d'analyser la réponse de la femelle en fonction de son caractère. Plus le nombre de femelles est important, plus cette connaissance diminue et donc plus la fiabilité du test s'amointrit.

➤ L'observation du comportement sexuel de la femelle est donc un bon outil, mais son manque de fiabilité oblige à l'associer à une autre méthode de diagnostic de gestation.

B. BALLOTTEMENT ^(22, 10)

Le ballottement, ou succussion, permet de sentir le fœtus à travers la paroi abdominale de la mère.

L'opérateur applique une série de succussions sur le côté gauche de l'abdomen de la femelle, en avant du grasset, et sent le fœtus rebondir sur sa main.

Ce diagnostic est tardif, il ne faut en effet pas le mettre en œuvre avant le huitième mois de gestation, la taille du fœtus étant trop réduite.

Une certaine expérience est nécessaire pour pouvoir sentir le fœtus.

C. OBSERVATION DES MODIFICATIONS PHYSIQUES CHEZ LA FEMELLE ⁽²⁷⁾

Chez les petits camélidés, il est difficile de voir des changements physiques chez la femelle révélant une gestation.

Concernant l'abdomen, celui-ci augmente de volume discrètement. Chez certaines femelles, toutefois, cette modification est relativement visible, notamment chez les alpagas portant un fœtus de taille importante.

Les mamelles commencent à se développer une à trois semaines avant la mise bas. Cependant, n'étant pas pendulaire comme chez les bovins et en raison de la présence de laine, leur visualisation n'est pas toujours aisée. Ce sont surtout les trayons qui augmentent de volume. Dans les 48 à 72 dernières heures, il peut apparaître de la cire au bout des trayons, voire une sécrétion lactée.

Dans les dernières heures, la vulve de la femelle a tendance à se dilater.

D. PALPATION TRANSRECTALE ^(28, 4, 27, 22, 10)

Comme chez les bovins et équins, le diagnostic de gestation chez les petits camélidés peut s'effectuer par palpation transrectale.

1. PRINCIPE

La palpation transrectale permet de mettre en évidence la présence du fœtus ainsi que de ses annexes dans une des cornes utérines.

L'animal doit être parfaitement contenu, et l'opérateur expérimenté. Une importante quantité de lubrifiants est nécessaire.

Le diagnostic de gestation peut être établi dès le 30^e jour de gestation chez les nullipares.

Chez les multipares, en raison de l'asymétrie résiduelle entre les deux cornes utérines, il faut attendre le 45^e jour pour pratiquer la palpation transrectale et détecter une gestation.

Au-delà du 90^e jour de gestation, l'utérus devient difficile à palper. Le diagnostic s'établit alors par l'évaluation de la position et du tonus du col utérin ainsi que l'absence d'utérus non gravide en place.

La période idéale pour établir un diagnostic de gestation par palpation transrectale se situe entre le 60^e et le 70^e jour.

En effet, s'il est possible de conclure à une gestation antérieurement, le fort taux de résorption embryonnaire entre le 30^e et le 60^e jour oblige à reconduire le constat de gestation.

2. LIMITES

La réalisation de la palpation transrectale chez les petits camélidés requiert des précautions importantes en raison de la petite taille des animaux.

L'intervenant ne doit pas avoir une taille de gants supérieure à 7,5, et une importante lubrification est indispensable.

La palpation transrectale est parfois rendue impossible, notamment chez les alpagas ou les nullipares, en raison de la trop petite taille du sphincter anal et de la filière pelvienne, ou de la présence de graisse en trop grande quantité. 18% des femelles alpagas étaient dans ce cas dans l'étude de Alarcon, Sumar, Riera et Foote en 1990 ⁽⁴⁾. La palpation des femelles lamas est en revanche généralement possible.

Des lacérations rectales sont rencontrées en raison de la fragilité de la paroi du rectum des petits camélidés, le risque étant particulièrement augmenté lors de disproportion entre la taille du bras de l'opérateur et le rectum de l'animal.

Plusieurs cas de mortalité des suites d'une palpation transrectale ont été décrits.

3. AVANTAGES

La technique présente deux principaux avantages :

- Son faible coût
- Sa spécificité : en effet, s'il n'est pas possible de palper toutes les femelles des petits camélidés, 100% des femelles détectées gestantes le sont effectivement.

➤ Si la palpation transrectale permet une excellente détection des gestations, les risques encourus par la femelle sont majeurs.

Cette technique n'est donc à utiliser qu'avec la plus grande prudence, et à réserver à un opérateur expérimenté, délicat et dont la taille de gants ne dépasse pas 7,5.

E. ÉCHOGRAPHIE ^(28, 40, 27, 7, 4, 22, 10)

En raison de leur taille moyenne, le diagnostic de gestation par échographie chez les petits camélidés peut se pratiquer par voie transrectale, comme chez les bovins ou les équins, mais aussi par voie transabdominale, comme chez les petits ruminants

1. TRANSRECTALE

a) PRINCIPE

L'échographie transrectale chez les petits camélidés requiert une sonde linéaire ou sectorielle de fréquence 5MHz.

En raison de la petite taille du rectum des lamas et alpagas, comme nous avons pu l'exprimer précédemment, l'examen est relativement délicat.

Il est toutefois possible de diminuer les risques en utilisant un guide en PVC d'une trentaine de cm de longueur et d'un diamètre de 3 à 4 cm sur lequel est montée la sonde.

L'animal, dans tous les cas, doit être parfaitement contenu et une lubrification importante reste indispensable.

Le diagnostic peut être établi dès 12 jours (mise en évidence de la vésicule embryonnaire), mais est en pratique réalisé entre 21 et 28 jours de gestation. À ce moment, en effet, le cœur du fœtus commence à battre et sa détection est plus aisée.

L'examineur recherchera la présence de fluides, d'annexes fœtales, de parties de fœtus, ou encore d'un battement cardiaque fœtal.

L'opérateur doit être expérimenté pour mener à bien cet examen, tant sur le plan de la technicité que sur le plan de l'analyse des images.

b) AVANTAGES

Le diagnostic de gestation par échographie transrectale est précoce et fiable (100% de détection à 75 jours), ce qui rend la méthode particulièrement intéressante.

c) LIMITES

Au-delà de 80 jours, la fiabilité de la technique diminue en raison du passage du fœtus dans la cavité abdominale.

À 155 et 165 jours de gestation, les pourcentages de détection atteignent péniblement les 60 à 65%.

La confusion entre la vessie et les annexes embryonnaires contenues dans l'utérus peut être à l'origine de faux positifs.

Certaines sondes insuffisamment puissantes ne peuvent détecter les fluides lorsqu'ils sont en trop petite quantité, comme c'est le cas avant le 50^e jour ou après le 120^e jour de gestation, entraînant des faux négatifs.

Le coût de l'appareillage peut sembler prohibitif.

Toutefois, s'agissant d'un outil particulièrement performant, le choix de son utilisation doit prendre en compte le nombre de femelles sujettes au diagnostic, afin d'évaluer la rentabilité de l'investissement.

Enfin, l'examen présente un risque pour la femelle de la même manière que la palpation transrectale. Les précautions à prendre sont identiques à cette dernière.

➤ L'échographie transrectale est donc un examen tout à fait fiable, pour peu qu'il soit réalisé par un opérateur compétent, dans le calme et avant le 90^e jour. Au-delà, on lui préférera l'échographie transabdominale.

2. TRANSABDOMINALE

a) PRINCIPE

Pour réaliser une échographie transabdominale chez les petits camélidés, l'utilisation d'une sonde linéaire ou sectorielle de fréquence 3MHz est à prescrire.

Le constat de gestation est plus tardif que dans le cas d'échographie transrectale, et l'on attendra le 50^e jour pour réaliser cet examen.

C'est en effet à partir de cette période que l'utérus bascule dans la cavité abdominale et devient visible par voie transabdominale.

La technique peut être mise en œuvre jusqu'au terme.

Du 50^e au 90^e jour de gestation, l'opérateur se place à la gauche de l'animal, au niveau de l'abdomen juste en avant de la mamelle, là où la laine est absente.

Au-delà du 90^e jour, il est nécessaire de déplacer la sonde vers la ligne blanche voire vers la droite de l'animal.

En effet, au cours de sa croissance in utero, le fœtus entre en compétition avec le rumen et se retrouve chassé vers les intestins, soit sur la partie droite de l'abdomen, et ce, qu'il se développe dans la corne utérine droite ou gauche.

Dans la mesure où cet examen est souvent mis en œuvre en seconde intention pour confirmer un premier diagnostic de gestation, et en raison de la faible pénétration de la sonde échographique, la mise en évidence de fluides homogènes et d'apparence saine dans une corne utérine est considérée comme diagnostique.

b) AVANTAGES

L'échographie transabdominale est une excellente alternative à l'échographie transrectale, lorsque l'éleveur est réticent à ce que l'on effectue une palpation transrectale sur son animal, que la femelle est de petite taille, très lainée ou obèse, et que l'on a dépassé le 90^e jour de gestation.

Les risques de cet examen sont nuls.

La fiabilité de la méthode est particulièrement intéressante (92,9 à 97% des femelles échographiées gestantes mettent bas, 100% de s femelles échographiées non gestantes le sont effectivement)⁽⁴⁵⁾

c) LIMITES

Le diagnostic de gestation par échographie transabdominale est relativement tardif, et ce peut en être son facteur limitant.

De plus, de la même manière que pour l'échographie transrectale, le coût élevé de l'appareillage est à prendre en compte.

➤ L'échographie transabdominale est également un excellent outil pour diagnostiquer une gestation, et semble particulièrement intéressante lors de confirmation de gestation.

F. DOSAGE DE PROGESTERONE (28, 40, 22,10, 3, 38, 41, 9)

1. PRINCIPE

Le dosage de progestérone chez les petits camélidés est une méthode de diagnostic de gestation très répandue, notamment en France.

Comme nous avons pu l'expliquer précédemment, après une ovulation, un corps jaune se forme et sécrète de la progestérone, en quantité en général supérieure à 2 ng/ml.

Lorsque l'ovulation est suivie d'une fécondation, le corps jaune perdure toute la gestation et sécrète de la progestérone, en quantité fluctuante, tout au long de cette gestation, pour disparaître quelques jours avant la mise bas.

Lorsque l'ovulation n'est pas fécondante, le corps jaune est lysé au bout de neuf à douze jours, et la concentration de progestérone sanguine diminue progressivement.

Le dosage de progestérone peut s'effectuer avant le dixième jour, et montre qu'une ovulation a eu lieu. Au delà du 12^e jour, une progestéronémie élevée signifie qu'il y a eut fécondation. Toutefois, il existe chez les petits camélidés un très fort taux de mortalité embryonnaire précoce, entre le 12^e et le 21^e jour.

On considère donc qu'en pratique il faut attendre le 21^e jour pour pouvoir conclure qu'une gestation est en cours.

Une prise de sang veineux périphérique, généralement pratiquée à la jugulaire, est réalisée. Cet échantillon est centrifugé afin d'en recueillir le sérum et est envoyé au laboratoire d'analyses.

L'analyse des données n'est pas toujours aisée. En pratique, on considère qu'un dosage inférieur à 0,3 ng/ml est signe que la femelle n'est pas gestante, et supérieur à 5 ng/ml qu'elle est gestante. Les valeurs limites peuvent être sujettes à controverse.

2. AVANTAGES

Le dosage de progestérone a l'avantage d'être facile à réaliser, malgré une certaine difficulté d'interprétation des valeurs limites.

De plus, ce diagnostic de gestation peut-être entrepris à tout moment de la gestation, au-delà du 21^e jour. Si les valeurs de progestérone fluctuent au cours de la gestation (augmentation de la saillie jusqu'au 3^e mois, diminution du 3^e au 7^e mois, augmentation du 7^e au 10^e mois), elles restent généralement supérieures à 0,3 ng/ml, pour chuter significativement au cours des 72 dernières heures.

3. LIMITES

La mise en œuvre de cet examen nécessite l'existence d'un laboratoire capable de doser la progestérone, car il n'existe pas de kit de dosage rapide sur le marché.

Le dosage de progestérone ne permet pas d'obtenir un résultat immédiat comme c'est le cas avec toutes les autres techniques de diagnostic de gestation, mais différé de quelques jours.

Mais la principale limite de ce test est l'existence de nombreuses causes de faux positifs :

✓ La progestérone étant sécrétée par le corps jaune, produit après une ovulation, il est important de se prémunir de toute ovulation entre la saillie fécondante supposée et la prise de sang. On prendra ainsi la précaution d'éloigner la femelle des mâles durant cette période au risque d'avoir des faux positifs (progestérone élevée au-delà de la période de lyse de corps jaune non gestatif alors que la femelle n'est pas gestante mais présente simplement un nouveau corps jaune).

✓ Certaines femelles peuvent présenter un corps jaune persistant, notamment après une gestation, donc une sécrétion de progestérone élevée, bien qu'elles soient non gestantes.

✓ La présence de mucomètre voire de pyomètre entraîne une sécrétion de progestérone importante, pouvant donner lieu à des erreurs d'interprétation.

✓ En cas d'avortement ou de mortalité embryonnaire, le corps jaune persiste quelques jours, ainsi que la sécrétion de progestérone.

✓ Les cas d'ovulation spontanée entraînent la formation d'un corps jaune et donc la sécrétion de progestérone.

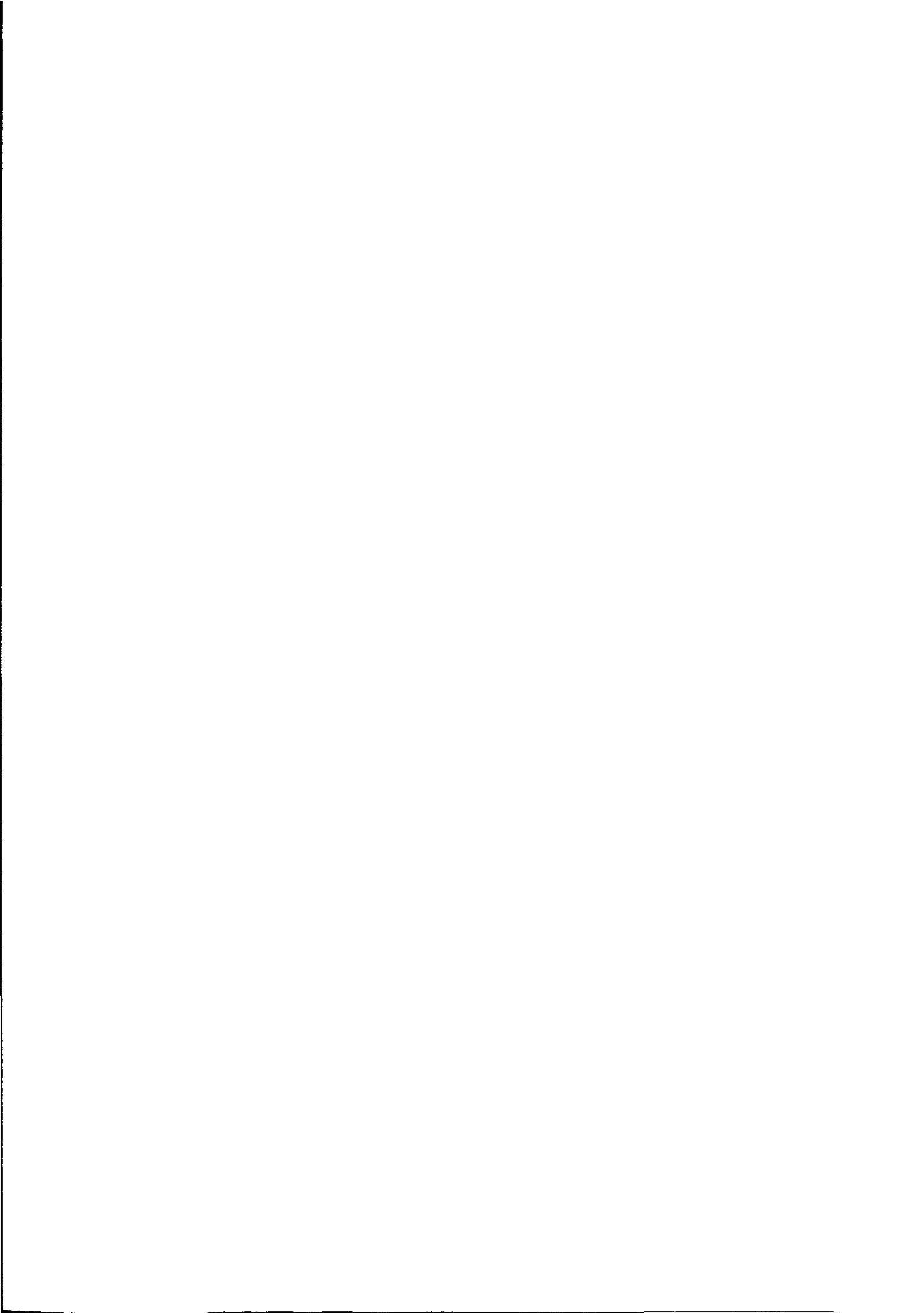
Une femelle gestante présente toujours une concentration élevée de progestérone, mais l'équivalence n'est pas valable.

Les faux négatifs sont rares : peu de femelles sont gestantes avec une progestéronémie inférieure à 0,3 ng/ml.

➤ En raison du grand nombre de faux positifs, le dosage de progestérone sanguin est souvent réalisé pour exclure une gestation (lorsque le dosage est inférieur à 0,3 ng/ml), et on l'associe à un second dosage 30 jours plus tard ou à une autre méthode de diagnostic de gestation.

SECONDE PARTIE :

**UTILISATION DU DOSAGE DE PROGESTÉRONE
EN FRANCE DEPUIS 1990**



Nous nous proposons dans cette étude d'analyser les données d'un élevage, et en aucun cas de réaliser un essai clinique.

C'est pourquoi de nombreux biais peuvent être mis en évidence.

Il s'agit ici uniquement d'exploiter des données recueillies au cours des quinze dernières années, utilisées au quotidien dans la gestion d'un élevage, afin d'en vérifier la fiabilité et d'en souligner les limites.

III. METHODE

A. CHOIX DES ANIMAUX

Les animaux testés au cours de cette étude appartiennent tous au même élevage, situé en Saône et Loire. Cet élevage existe en France depuis 1989.

Toutes les classes d'âge sont représentées, depuis les femelles nullipares jusqu'aux femelles ayant mis bas 11 fois.

La population étant réduite, nous avons préféré ne pas l'échantillonner et choisissons d'utiliser toutes les données disponibles, afin d'obtenir un nombre conséquent de dosages, et ce pour augmenter la significativité de cette étude.

Les dosages ont été réalisés dans la période du 10 avril 1991 au 16 décembre 2003.

Les premiers dosages sont effectués entre le premier et le 291^e jour de gestation.
Les seconds entre le 7^e et le 297^e jour de gestation.

Sont exclus de l'analyse des données tous les dosages effectués avant le 21^e jour de gestation (cf. § « F : dosage de progestérone »)

B. COLLECTE DES ECHANTILLONS

1. MATERIEL

La prise de sang est réalisée à l'aide d'une aiguille de 20G montée sur une seringue de 2 ml.

Le sang est immédiatement transféré dans un tube sec, centrifugé dans l'heure, afin d'en récupérer le sérum.

2. CONTENTION DES ANIMAUX ET PRISE DE SANG

Les animaux à tester sont rassemblés et attrapés un à un.

Les lamas habitués au licol sont attachés, les autres sont uniquement contenus au cou.

Deux personnes sont nécessaires. La première tient l'animal et la seconde réalise la prise de sang.

La contention des petits camélidés s'effectue aisément :

Lors d'une ponction veineuse à gauche, la personne qui tient l'animal se place à sa droite.

Son bras gauche est passé autour du cou de l'animal et permet de plaquer le cou contre son torse, la main gauche attrapant l'éventuel licol.

La main droite tient l'oreille droite fermement.

Un espace peut ainsi être ménagé au niveau de l'angle de la mandibule gauche de l'animal, site de ponction.

La personne qui réalise le prélèvement n'a ainsi pas besoin de tenir l'animal et peut effectuer la compression veineuse à l'aide de sa main libre.

La tonte de la région est rarement nécessaire, et l'imprégnation de la laine par de l'alcool est généralement suffisante.

La ponction veineuse est réalisée à la jugulaire immédiatement en arrière de l'angle de la mandibule (figure 18).



Figure 18: Site de ponction veineuse et contention du lama.

C. TRANSPORT JUSQU'AU LABORATOIRE

Le transport se fait par pli postal protégé contre les chocs.

Les prélèvements sont reçus le lendemain de l'envoi.

Si l'envoi doit être différé, les prélèvements sont stockés sous couvert du froid au réfrigérateur.

Chez les bovins, il a pu être montré que la concentration de progestérone sur sang total décroît en fonction du temps écoulé entre le prélèvement et la centrifugation de celui-ci ainsi qu'en fonction de la température de stockage de l'échantillon. En effet, les cellules sanguines bovines métabolisent la progestérone.

De plus, lorsque le prélèvement est réalisé sur tube contenant un anticoagulant, la concentration de progestérone sanguine diminue rapidement.

Dans une étude menée en 1996 ⁽¹⁾, il a été montré qu'il n'en était pas de même chez les petits camélidés.

La présence d'anticoagulant (étude réalisée sur tube sec, tube héparine sodium et tube fluorure sodium ⁽¹⁾) n'entraîne aucune modification de la concentration de progestérone.

La température de stockage des prélèvements n'a pas d'effet sur la concentration de progestérone (étude réalisée à 4 et 25°C ⁽¹⁾).

Enfin, le temps écoulé entre le prélèvement et la centrifugation (0, 0,5, 1, 2, 3, 4, 6, 8 et 24 heures ⁽¹⁾) n'entraîne pas de modification de concentration.

En conséquences, il est encore possible de réaliser un dosage de bonne qualité si le prélèvement est stocké à température ambiante (25°C) jusqu'à 24 heures avant centrifugation.

IV. TECHNIQUE D'ANALYSE

Tous les dosages ont été réalisés par le laboratoire de l'unité de biochimie de l'école vétérinaire de Lyon.

A. KIT DE DOSAGE UTILISE

Le kit de dosage utilisé, DSL-3400 RID pour le dosage de la progestérone, provient de l'entreprise :

Diagnostic Systems Laboratories, Inc.
Corporate Headquarters, 445 Medical Center Blvd.
Webster, Texas 77598-4217 USA
Email : info@dslabs.com

Il est prévu pour le dosage quantitatif de la progestérone dans le sérum ou le plasma.

B. PRINCIPE DU TEST

Il s'agit d'un immunodosage.

Des antigènes radioactifs (progestérone marquée à l'iode 125) et des antigènes non radioactifs (ceux présents dans le sérum ou le plasma) sont mis en compétition pour un nombre fixe d'anticorps.

La quantité de progestérone marquée à l'iode 125 liée aux anticorps est inversement proportionnelle à la concentration de progestérone non marquée présente.

La séparation des antigènes libres et liés s'effectue facilement et rapidement au moyen d'un système de double anticorps puis de centrifugation.

Le complexe traceur lié aux anticorps reste dans le tube et peut être mesuré par compteur gamma après décantation du surnageant.

C. CARACTERISTIQUES DE PERFORMANCE

1. SENSIBILITE

La sensibilité théorique, correspondant à la limite de détection minimale du test, est de 0,10 ng/ml.

2. SPECIFICITE

La réactivité croisée de l'antisérum de progestérone est donnée dans le tableau 3.

Le pourcentage de réactivité croisée est exprimé par le rapport de la concentration en progestérone et de la concentration en composé réagissant à 50% de liaison du standard 0 pg/ml.

Tableau 3 : Pourcentages de réactivité croisée de l'antisérum de progestérone.

COMPOSÉ	% RÉACTIVITÉ CROISÉE
Progestérone	100
5 α -pregnane-3,20-dione	5
20 α -dihydroprogestérone	0,35
11-déoxycortisol	0,27
11-déoxycorticostérone	0,88
5 β -pregnane-3,20-dione	0,88
17 α -hydroxyprogestérone	0,88
Corticostérone	0,35
Médorxyprogestérone	0,88
5 β -pregnan-3 α -ol-20-one	ND = non détectable = <0,1
Androstènediol	ND
Danazol	ND
Cortisol	ND
Prégnénolone	ND
Oestradiol	ND
Testostérone	ND

V. RECAPITULATIF DES DONNEES

Dans l'élevage étudié, les femelles et les mâles reproducteurs sont séparés, les saillies se faisant en main.

Le comportement de celle-ci est étudié et, si elle est réceptive, les animaux sont laissés ensemble dans un endroit clos et isolé pendant plusieurs jours, jusqu'au refus de la saillie par la femelle. Cette date est alors notée comme dernière acceptation du mâle.

Pour chaque femelle, il est noté :

- Ø Le nom du mâle.
- Ø La date de la dernière acceptation du mâle (SAILLIE >0).

∅ La date de chaque diagnostic de gestation (DATE DG), principalement des dosages de progestérone, le résultat (RÉSULTAT) ainsi que l'intervalle entre la saillie et le dosage (I S -D) pour le premier diagnostic.

∅ La date de la mise bas (DATE MB) ainsi que l'intervalle saillie-mise bas (I S -MB).

∅ Le sexe du nouveau-né (SEXE).

Les dosages de progestérone sont exprimés en ng/ml.

1 ng/ml = 3,1 nmol/l

En pratique dans l'élevage, lors de dosage de progestérone, le seuil de positivité est de 0,3 ng/ml. En deçà la femelle est considérée comme non gestante, au-dessus elle est considérée comme gestante.

Résultats disponibles en annexe 1.

VI. ANALYSE DES DONNEES : QUALITES INTRINSEQUES DU TEST

Nous nous proposons ici de dresser un tableau de contingence à partir des données recueillies afin de calculer les qualités intrinsèques du dosage de progestérone dans cette étude (tableau 4).

Tableau 4 : Tableau de contingence prenant en compte le résultat du premier dosage de progestérone (effectué au delà du 21^e jour) et la présence ou non de gestation chez les femelles de l'élevage.

	Femelles gestantes	Femelles non gestantes	Nombre de femelles
Dosage supérieur à 0,3 ng/ml	175 / vrais positifs	25 / faux positifs	200
Dosage inférieur ou égal à 0,3 ng/ml	1 / faux négatifs	28 / vrais négatifs	29
Nbe de femelles	176	53	229

A. SENSIBILITE

La sensibilité d'un test se définit comme la probabilité d'obtenir un résultat positif pour la population intéressée.

Dans le cas présent, il s'agit de la probabilité d'obtenir un dosage supérieur à 0,3 ng/ml lorsque la femelle est gestante.

La sensibilité $Se = \text{nombre de vrais positifs} / \text{nombre total de femelles gestantes}$

Pour ce test, $Se = 0,994$

B. SPECIFICITE

La spécificité du test se définit comme la probabilité d'obtenir un dosage inférieur ou égal à 0,3 ng/ml lorsque la femelle n'est pas gestante.

La spécificité $Sp = \text{nombre de vrais négatifs} / \text{nombre total de femelles non gestantes}$

Pour ce test, $Sp = 0,528$

C. TAUX DE FAUX POSITIFS

Le taux de faux positifs permet d'évaluer le risque de déclarer une femelle gestante alors qu'elle ne l'est pas.

Taux de faux positifs = nombre de faux positifs / nombre total de femelles non gestantes.
 $= 1 - Sp$

Dans le cas présent, le taux de faux positifs est de 0,472.

D. TAUX DE FAUX NEGATIFS

Le taux de faux négatifs correspond au risque de déclarer une femelle non gestante alors qu'elle est gestante.

Taux de faux négatifs = nombre de faux négatifs / nombre total de femelles gestantes.
 $= 1 - Se$

Dans le cas de cette étude, le taux de faux négatifs est de 0,006.

VII. DISCUSSION

A. FIABILITE DU DIAGNOSTIC

La sensibilité du test est tout à fait satisfaisante. On peut considérer que lorsque le dosage est inférieur ou égal à 0,3, la femelle est effectivement non gestante.

On peut noter ici que ce principe est similaire au dosage de progestérone chez la vache (effectué dans le plasma ou dans le lait). Chez les bovins en effet on constate une chute de progestérone 19 jours après la saillie lorsque celle-ci n'est pas fécondante. Il est possible de doser la progestérone entre le 21 et le 24^e jours, et lorsque le taux est bas (< 1 ng/ml) conclure que la femelle est non gravide.

En revanche, la spécificité du dosage, qui est de 0,528, est médiocre. Une femelle présentant une concentration plasmatique de progestérone supérieure à 0,3 ng/ml a presque autant de chances d'être gestante que de ne pas l'être.

Il convient toutefois de discuter ce résultat : Rappelons que la progestérone sanguine n'est pas un produit de l'embryon mais du corps jaune.

Le taux de mortalité embryonnaire précoce chez les femelles des petits camélidés est proche de 50%.

Un corps jaune reste présent une dizaine de jours après la mortalité embryonnaire.

Ainsi, si le prélèvement est effectué au cours de cette période ou si la femelle avorte après, le résultat du dosage est supérieur à 0,3 ng/ml alors que la femelle n'est plus gestante.

Les autres causes de faux positifs, citées précédemment, sont certainement valables dans cet élevage. Il en est de même chez la vache, en raison de la présence de corps jaune sécrétant sans conception, de cycles anormalement longs ou de mauvais choix dans la date de dosage. On ne peut donc conclure avec certitude à une gestation lorsque le taux de progestérone est élevé.

- Dans cette analyse de données, la confirmation de la gestation n'est faite que par la mise bas. La femelle peut donc être gestante au moment du dosage, mais avorter par la suite. La spécificité du dosage est donc très certainement sous-estimée, et il semble plus juste de conclure que lorsqu'un résultat est supérieur à 0,3 ng/ml on a presque autant de chances d'obtenir une mise bas que de ne pas en avoir.

Chez les bovins, le diagnostic de non gestation ne peut être réalisé qu'entre le 21 et le 24^e jour, ce qui est très contraignant et a rendu cette méthode de diagnostic désuète. Chez les petits camélidés, en revanche, en raison de l'ovulation provoquée et l'absence de chaleur, donc de corps jaune cyclique, le dosage peut être réalisé tout au long de la supposée gestation, à condition que la femelle n'aie pas été mise en présence d'un mâle (et donc ai pu ovuler).

B. BIAIS DE L'ETUDE

Nous tenons à rappeler qu'il ne s'agit ici que d'une analyse de données, et que toute extrapolation serait à justifier.

Les données proviennent toutes du même élevage, et l'échantillon est relativement restreint. Si l'analyse porte sur 229 échantillons, il n'y a en réalité que 55 femelles différentes.

Les analyses n'ont été réalisées que par un seul laboratoire. Les valeurs sont donc à adapter en fonction du laboratoire d'analyse.

Toutes les analyses ne sont pas faites à la même date post-saillie, et les intervalles entre la saillie et le dosage vont de 21 jours (les intervalles inférieurs à 21 jours ont été exclus de l'étude) à 291 jours.

C. LE DIAGNOSTIC DE GESTATION EN PRATIQUE

Un seul dosage de progestérone pour diagnostiquer une gestation est insuffisant.

Ce dosage permet de détecter les femelles non gestantes et de les remettre à la reproduction dès le 21^e jour de gestation.

Les femelles dont le dosage donne un résultat supérieur à 0,3 ng/ml doivent être testées à nouveau.

Toutes les méthodes permettant de diagnostiquer une gestation peuvent être utilisées.

- ⊗ Un second dosage de progestérone renforce la spécificité du test.

Si l'on dresse un second tableau de contingence prenant en compte uniquement les femelles pour lesquelles deux dosages ont été effectués et chez qui le premier dosage est supérieur à 0,3 ng/ml (tableau 5).

Tableau 5 : tableau de contingence prenant en compte le second dosage de progestérone chez les femelles dont le premier dosage est supérieur à 0,3 ng/ml et la présence ou non de gestation.

	Femelles gestantes	Femelles non gestantes	Nombre de femelles
2 ^e dosage supérieur à 0,3 ng/ml	84/ vrais positifs	4/ faux positifs	88
2 ^e dosage inférieur ou égal à 0,3 ng/ml	1/ faux négatifs	8/ vrais négatifs	9
Nbe de femelles	85	12	97

Soit, d'après les formules explicitées précédemment :

$$Se = 0,988$$

$$Sp = 0,667$$

$$\text{Taux de Faux Positifs} = 0,333$$

$$\text{Taux de Faux Négatifs} = 0,012$$

La sensibilité du test reste excellente. La spécificité augmente très légèrement. Lorsque l'on réalise deux dosages de progestérone, 1/3 des femelles dont les résultats laissent penser qu'elles sont gestantes sont en fait non gestantes.

En revanche, pratiquement toutes les femelles supposées vides le sont effectivement.

∅ Il semble que la meilleure méthode après avoir effectué un dosage de progestérone soit l'échographie, dont la spécificité est élevée ^(7,4), à partir du 60^{ème} jour.

∅ La palpation trans-rectale est certes très efficace, et à réaliser entre 60 et 70 jours, mais les risques sont non négligeables.

∅ Le ballotement nous apparaît comme trop tardif pour une optimisation de la reproduction et des intervalles entre deux mises bas, de même que l'observation des signes extérieurs de gestation.

CONCLUSION

La gestion de la reproduction chez les petits camélidés passe tout d'abord par une compréhension satisfaisante de leur physiologie et une bonne connaissance de leur caractère ainsi que de leur comportement.

Si la physiologie de la reproduction des petits camélidés n'a pas encore été étudiée dans les détails, les bases connues permettent de gérer de manière tout à fait correcte leur élevage. Les particularités du cycle, de l'ovulation, ainsi que la rapidité d'involution utérine notamment contrebalancent le fait que la gestation chez ces animaux est particulièrement longue, et permettent ainsi d'obtenir près d'une mise bas par femelle et par an.

Les résultats obtenus au cours de notre étude, portant sur les données d'un élevage de lamas et d'alpagas, recueillies depuis maintenant près de quinze ans, nous amènent à deux conclusions :

✗ Les qualités intrinsèques des dosages sanguins de progestérone réalisés en France sont équivalentes à celles données dans la bibliographie, concernant des études menées principalement aux Etats-Unis et en Amérique du sud. Le seuil de positivité du dosage est de 0,3 ng/ml.

✗ Le dosage de progestérone en tant que diagnostic de gestation permet d'exclure une gestation avec une fiabilité proche de 100% ($Se = 0,994$), mais, en cas de résultat positif, il est nécessaire de procéder à une confirmation de gestation, en général un à deux mois plus tard.

En effet, la spécificité du test n'atteint que 0,528 : près d'une femelle sur deux dont le résultat du dosage est supérieur à 0,3 ng/ml ne met pas bas.

Ce manque de spécificité est en réalité à moduler en raison du fort taux de mortalité embryonnaire chez les petits camélidés (proche de 50%).

Le dosage de progestérone est donc probablement plus spécifique que les résultats ne le laissent entendre, et il serait intéressant de pouvoir le vérifier en réalisant simultanément une échographie, dont la spécificité est élevée.

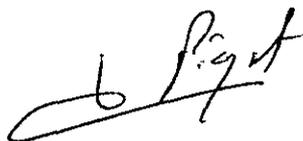
L'idéal, en pratique, est de réaliser un dosage de progestérone à 21 jours, et, en cas de résultat supérieur à 0,3 ng/ml, de réaliser une confirmation échographique ou transrectale à 50 jours.

Le Professeur responsable
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon

Vu : Le Directeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon



Le Président de la thèse



Professeur J.C. PIGNAT
Otorhino-Laryngologie et
Chirurgie Cervico-Faciale
HÔPITAL DE LA CROIX-ROUSSE

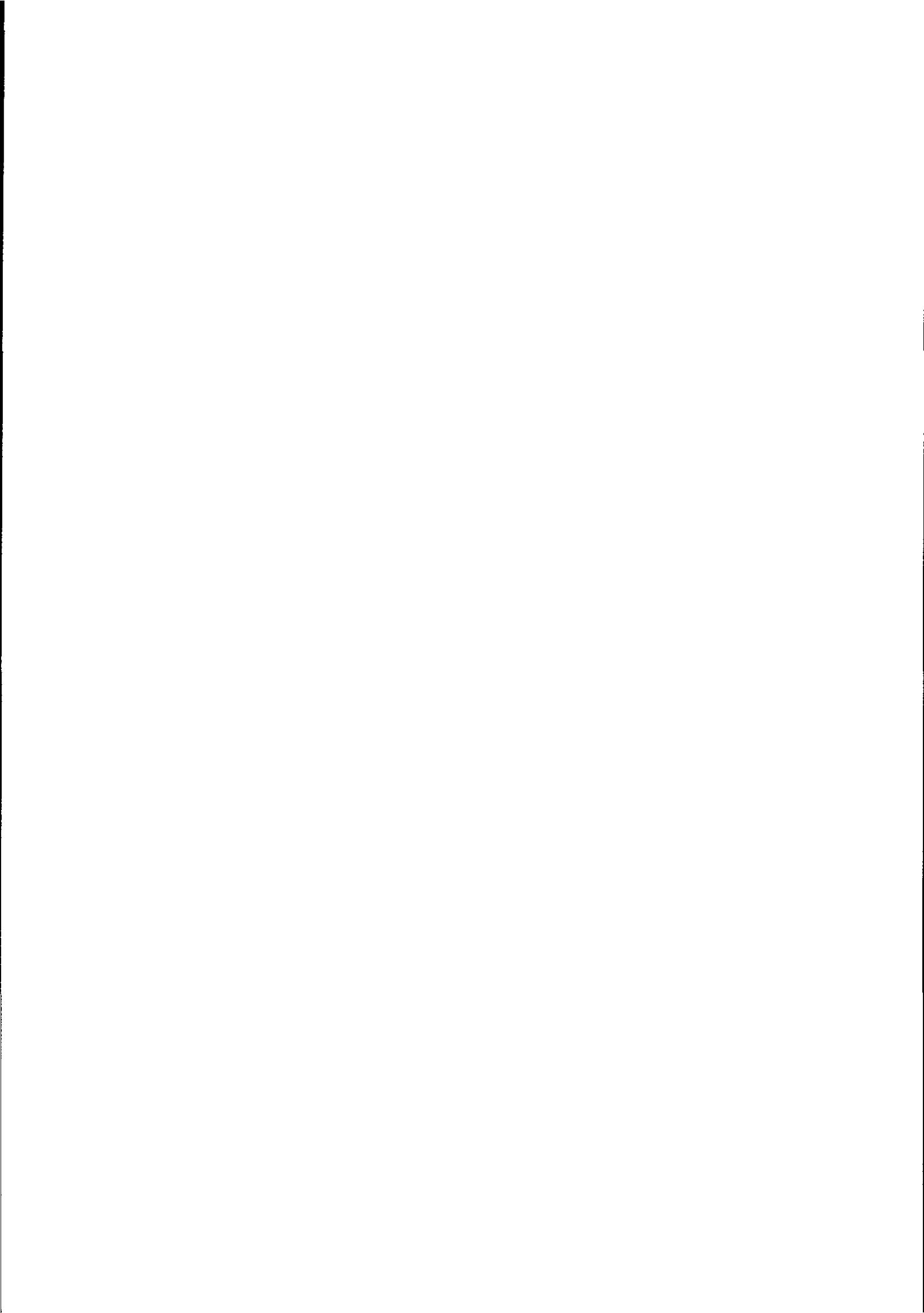
Vu et permis d'imprimer

Lyon, le

12 - JUL - 2004

Pour le Président de l'Université
Le Président du Comité d'Organisation des Etudes Médicales,
Professeur D. VITTEL-DURAND





Annexe 1 : données d'élevage

FEMELLE	MÂLE	SAILLIE >0	DATE DG1	IS-D1	RESULTAT 1	DATE DG2	RESULTAT 2	DATE DG3	RESULTAT 3	DATE DG4	RESULTAT 4	DATE MB	IS-MB	SEXE
orquo	kuraka	13/09/90	10/04/91	209	2,4	21/05/91	écho +					28/08/91	349	F
green peace	kuraka	24/09/90				21/05/91	écho +					09/09/91	350	F
misti	kuraka	06/10/90	22/10/91	381	7,1	21/05/91	écho +					03/10/91	362	F
black bush	kuraka	08/10/90				21/05/91	écho +					05/10/91	362	F
yura	kuraka	12/10/90	10/04/91	180	2,1	21/05/91	écho -					vide		
aaricia	kuraka	18/10/90	10/04/91	174	4,5	21/05/91	écho +					20/10/91	367	M
névé	kuraka	13/12/90	10/04/91	118	3,0	21/05/91	écho +					19/11/91	341	M
agaya	kuraka	19/02/91	10/04/91	50	2,9	21/05/91	écho -					vide		
quero	kuraka	26/02/91	10/04/91	43	9,6	21/05/91	écho +					26/02/92	365	M
cuzco	kuraka	04/03/91	10/04/91	37	3,6	21/05/91	écho +					25/03/92	387	F
adraar	kuraka	05/03/91	10/04/91	36	3,0	21/05/91	écho +					22/03/92	383	F
acilla	kuraka	09/05/91	26/10/91	170	7,3	30/08/91	écho +					13/05/92	370	M
agaya	kuraka	30/05/91	16/01/92	231	7,1							01/06/92	368	M
véga	kuraka	06/06/91	22/10/91	138	6,4	22/10/91	refus mâle					04/06/92	364	F
pita	kuraka	22/06/91	22/10/91	122	9,7	22/10/91	refus mâle					23/06/92	367	F
orquo	artax	04/09/91	22/10/91	48	7,0	22/10/91	refus mâle					22/08/92	353	M
green peace	artax	23/09/91	22/10/91	29	10,2	22/10/91	refus mâle					07/09/92	350	M
misti	artax	15/10/91	22/10/91	7	7,1	22/10/91	refus mâle					08/10/92	359	F
yura	kuraka	30/10/91	22/11/91	23	8,8	02/12/91		8				11/11/92	378	M
aaricia	kuraka	01/11/91	22/11/91	21	14,9	16/01/92		12,2				10/10/92	344	F
névé	kuraka	27/11/91	16/01/92	50	8,2	18/06/92		6,2				20/10/92	328	F
cuzco	artax	20/04/92	07/05/92	17	12,0	18/05/92		8,6				05/05/93	380	M
agaya	artax	11/06/92	23/06/92	12	8,1	07/09/92		8,6				09/06/93	363	M
vega	artax	17/06/92										13/06/93	361	M
adraar	kuraka	29/06/92	07/09/92	70	10,0	21/10/92		6,4				27/06/93	363	M
chinois	artax	23/08/92	07/09/92	15	7,8	02/10/92		13				23/08/93	365	F
orquo	artax	10/09/92	02/10/92	22	18,0	14/10/92		8,8				28/08/93	352	F
green peace	artax	21/09/92										21/08/93	334	F
aaricia	kuraka	20/10/92	12/11/92	23	14,0	22/01/93		0,3				vide		
misti	artax	22/10/92	12/11/92	21	11,0	13/02/93		7,8				19/10/93	362	M
neve	artax	09/11/92	22/01/93	80	7,2	02/05/93		11,2				05/10/93	333	M
chakra	artax	31/03/93	02/05/93	32	9,0	08/05/93	refus mâle					09/04/94	374	F
yura	foggy	31/03/93	21/04/93	21	10,8	19/05/93		19				22/03/94	355	M
appenzell	foggy	09/04/93	02/05/93	23	1,7	11/06/93		0,3				vide		
dakota	artax	10/04/93	02/05/93	22	8,2	19/05/93		15				10/04/94	365	F
aaricia	foggy	18/04/93	19/05/93	31	14,0	02/08/93		9,5				03/04/94	350	M
cuzco	artax	27/05/93	14/10/93	140	6,2							16/05/94		F
darjeeling	foggy	29/05/93	19/06/93	21	0,3		vide							
snow blues	foggy	29/05/93	19/06/93	21	0,3		vide							
vega	artax	21/06/93										19/06/94	363	F
agaya	foggy	24/07/93	11/04/94	261	7,9							15/07/94	356	F
darjeeling	foggy	16/08/93	14/10/93	59	9,5	13/05/94	palpation+					26/07/94	344	M
dos inti	artax	16/08/93	14/10/93	59	7,7	13/05/94	palpation+					30/07/94	348	M
adraar	foggy	19/08/93	14/10/93	56	7,5							12/08/94	358	M
chinois	artax	13/09/93	14/10/93	31	9,6	13/01/94		6,2				14/09/94	366	M
snow blues	foggy	13/09/93	14/10/93	31	12,0	13/01/94		13				11/08/94	332	F
orquo	artax	04/10/93	28/10/93	24	11,0							13/09/94	344	F
dun laohaïre	foggy	21/10/93	12/11/93	22	5,9	13/01/94		9,8				10/10/94	354	M
appenzell	foggy	28/10/93	13/01/94	77	13,0	03/03/94		11				13/10/94	350	F
misti	foggy	22/12/93	13/01/94	22	11,0	03/03/94		0,3				vide		
misti	foggy	27/03/94	13/05/94	47	0,3		vide							
chakra	artax	17/04/94	13/05/94	26	9,4	08/10/94		7,6				01/05/95	379	M
dakota	artax	23/04/94	13/05/94	20	8,1	08/10/94		10,4				10/04/95	352	M
yura	foggy	27/04/94	26/05/94	29	8,8	08/10/94		4,7				15/04/95	353	F
cuzco	artax	26/05/94	08/07/94	43	4,5	08/10/94		7						F
aaricia	foggy	04/06/94	08/07/94	34	0,3		vide							
misti	foggy	20/06/94	08/10/94	110	5,7	09/01/95		7,6	06/02/95	décès				
chestera	rony	14/07/94	08/10/94	86	7,3	09/01/95		4,1						
aaricia	rony	22/07/94	07/09/94	47	0,3		vide							
vega	rony	25/07/94										13/08/95		M
clodelina	rony	28/07/94	08/10/95	437	10,0	09/01/95		4,3				16/07/95	353	M
enchilada	rony	28/07/94	07/09/94	41	0,3		vide							
darjeeling	rony	05/08/94	07/09/94	33	14,0	09/01/95		7,4				14/07/95	343	M
dos inti	chaco	05/08/94	07/09/94	33	7,0	09/01/95		6,3				18/07/95	347	F
adraar	foggy	23/08/94	08/10/94	46	8,7	09/01/95		5,7				20/08/95	362	M
orquo	artax	24/09/94	24/10/94	30	7,5	09/01/95		2,3				24/08/95	334	F
dulce de leche	artax	08/10/94	28/10/94	20	13,0	09/01/95		4,6				14/09/95	341	F
ebony	chaco	08/10/94	28/10/94	20	8,0	09/01/95		2,3				avorté 08/95		
djemel	chaco	11/10/94	14/11/94	34	0,3		vide							
enchilada	chaco	23/10/94	14/11/94	22	0,3		vide							

julie chérie	chocolat	25/05/01	20/06/01	26	3,2	17/10/01	4,9					20/05/02	360
tres colores	huapi	30/05/01	20/06/01	21	5,4	17/10/01	3,3					07/06/02	373F
ocarina	artax	09/06/01	11/07/01	32	8,2	24/10/01	2,6					03/06/02	359F
tofees	artax	23/06/01	11/07/01	18	5,0	17/10/01	7,9					13/06/02	355M
mouchou	artax	30/06/01	31/07/01	31	4,9	11/12/01	3,9					30/07/02	395M
otavalla	huapi	04/07/01	31/07/01	27	4,4	17/10/01	6,4					28/06/02	359F
khoulgana	artax	15/08/01	11/09/01	27	5,5	17/10/01	6					01/07/02	320mort
negrita	kanto	26/08/01	17/10/01	52	9,0	10/05/02	17					05/08/02	344
galkaan	huapi	10/09/01	17/10/01	37	8,0							25/08/02	349F
irish coffee	huapi	17/09/01	17/10/01	30	5,4	19/07/02	palpation+					29/08/02	346M
kantare	huapi	24/09/01	17/10/01	23	6,4							01/09/02	342M
darjeeling	huapi	27/09/01	17/10/01	20	8,6							15/08/02	322M
dun laoghair	huapi	28/09/01	24/10/01	26	21,0							17/09/02	354M
musica	noir	05/10/01	24/10/01	19	5,9	12/05/02	4,7					11/09/02	341
dulce de leche	huapi	08/10/01	31/10/01	23	5,2	15/05/02	5	19/07/02	palpation +			19/09/02	346F
caniche	noir	10/10/01	17/10/01	7	5,6	31/10/01	4,5	15/05/02	4,4			05/09/02	330F
appenzell	artax	23/10/01	11/12/01	49	0,3								
ceviche	huapi	24/10/01	11/12/01	48	7,5							25/09/02	336M
kenza	huapi	28/10/01	11/12/01	44	8,3	09/01/02	0,3						
hyuana	huapi	03/11/01	11/12/01	38	5,5	09/01/02	3					05/11/02	367F
clodelina	artax	16/11/01	09/01/02	54	6,6	23/02/02	6,6	03/10/02	2,6			19/11/02	368F
irrawadi	huapi	27/01/02	23/02/02	27	6,7							09/01/03	347F
vega	artax	22/02/02	12/05/02	79	3,9							20/01/03	332
louanne	artax	12/03/02	12/05/02	61	5,6							06/03/03	359F
appenzell	huapi	16/03/02	12/05/02	57	0,3	20/05/02	refus mâle						
tehuelche	artax	18/03/02	12/05/02	55	4,1							24/02/03	343F
kenza	artax	27/03/02	15/05/02	49	3,8	19/07/02	4,8					01/03/03	339F
dulcita	artax	31/03/02	12/05/02	42	0,3								
claude hélène	huapi	05/05/02	18/06/02	44	2,6							08/05/03	368F
julie chérie	kurraphi	04/06/02	04/07/02	30	3,6								
dulcita	artax	20/06/02	19/07/02	29	6,7	16/12/03	avorte						
tofees	artax	29/06/02	19/07/02	20	4,1							05/06/03	341M
ocarina	artax	05/07/02	29/08/02	55	5,7							03/06/03	333F
appenzell	artax	20/07/02	29/08/02	40	6,3	17/11/02	0,3						
otavalla	huapi	30/07/02	29/08/02	30	5,3								
caniche	kendo	23/09/02	24/10/02	31	3,1	08/12/02	2,8					31/08/03	342
irish coffee	huapi	23/09/02	24/10/02	31	27,4							04/09/03	346F
mouchou	artax	23/09/02	24/10/02	31	16,3							28/08/03	339F
kantare	huapi	28/09/02	24/10/02	26	25,8							02/09/03	339F
khoulgana	artax	05/10/02	24/10/02	19	12,9							26/09/03	356M
dulce de leche	huapi	07/10/02	17/11/02	41	6,2	10/04/03	6					15/09/03	343F
darjeeling	huapi	10/10/02	17/11/02	38	10,2	10/04/03	4,4					19/09/03	344F
ceviche	huapi	12/10/02	17/11/02	36	10,8							16/09/03	339F
dun laoghair	loubier	24/10/02	17/11/02	24	0,3								
galkaan	huapi	24/10/02	17/11/02	24	8,1							01/10/03	342M
julie chérie	kendo	24/10/02	08/12/02	45	8,9							28/09/03	339
musica	kanto	18/11/02	08/12/02	20	8,9	26/09/03	palpation+					28/10/03	344
hyuana	huapi	22/11/02	10/04/03	139	5,8							20/11/03	363M
dun laoghair	huapi	26/11/02	16/12/02	20	0,3								
ripolin	kanto	03/12/02	16/02/03	75	2,3	26/09/03	2,2					05/11/03	337
clodelina	artax	04/12/02	16/12/02	12	9,0	16/07/03	10,6	15/08/03	5,3	16/09/03	palpation +	17/11/03	348F
appenzell	artax	10/01/03	10/04/03	90	0,3								
dulcita	artax	23/01/03	16/02/03	24	9,2	10/04/03	9,4	15/08/03	4,2	16/09/03	3,8	02/01/04	344F
irrawadi	huapi	23/02/03	10/04/03	46	9,6	16/07/03	7,1	15/08/03	3,8	26/09/03	6,5	12/02/04	354M
louanne	artax	22/03/03	16/07/03	116	5,9	15/08/03	1,2	26/09/03	4,2			02/03/04	346M
tehuelche	artax	27/03/03	16/07/03	111	6,9	15/08/03	2,3					21/02/04	331F

LISTE DES FIGURES, TABLEAUX ET ANNEXES

FIGURES

- ☞ **Figure 1** : Appareil génital femelle.
- ☞ **Figure 2** : Vagues folliculaires.
- ☞ **Figure 3** : Représentation graphique des durées moyennes de gestation chez les femelles de l'élevage.
- ☞ **Figure 4** : Durées de gestation chez quatre femelles de l'élevage.
- ☞ **Figure 5** : Placenta de femelle lama.
- ☞ **Figure 6** : La membrane épidermique recouvre entièrement le nouveau-né.
- ☞ **Figure 7** : La membrane épidermique s'élimine rapidement, alors que le nouveau-né n'est pas encore sec.
- ☞ **Figure 8** : Première phase de la mise bas : la femelle présente des coliques.
- ☞ **Figure 9** : Seconde phase de la mise bas : expulsion du nouveau-né.
- ☞ **Figure 10** : Expulsion du placenta.
- ☞ **Figure 11** : Testicules de lama.
- ☞ **Figure 12** : Appareil génital mâle.
- ☞ **Figure 13** : Le jet d'urine est dirigé vers l'arrière lors de la miction chez le mâle.
- ☞ **Figure 14** : Position typique en décubitus sterno-abdominal au cours de la saillie.
- ☞ **Figure 15** : Femelle lama ayant subi une césarienne accompagnée de sa fille.
- ☞ **Figure 16** : Oreilles de prématuré.
- ☞ **Figure 17** : Les incisives sont visibles chez un nouveau-né à terme.
- ☞ **Figure 18** : Site de ponction veineuse et contention du lama.

TABLEAUX

- ☞ **Tableau 1** : Durées moyennes de gestation des femelles de l'élevage.
- ☞ **Tableau 2** : fiabilité du diagnostic de gestation par observation du comportement chez les petits camélidés.

✎ **Tableau 3** : Pourcentages de réactivité croisée de l'antisérum de progestérone.

✎ **Tableau 4** : Tableau de contingence prenant en compte le résultat du premier dosage de progestérone (effectué au-delà du 21^e jour) et la présence ou non de gestation chez les femelles de l'élevage.

✎ **Tableau 5** : Tableau de contingence prenant en compte le second dosage de progestérone chez les femelles dont le premier dosage est supérieur à 0,3 ng/ml et la présence ou non de gestation.

ANNEXE

Annexe 1 : Données de l'élevage

BIBLIOGRAPHIE

1. Abal MA, Ghezzi M, Quinoga M, Salana H, Auza N : 1996 ; concentration of progesterone during storage of whole blood from llama : effects of anticoagulants, storage time and temperature. *Acta Vet Scand* ; 37(1), 123-125.
2. Adams R, Garry FB : 1992 gram-negative bacterial infection in neonatal new world camelids : six cases (1985-1991) *J Am Vet Med Assoc.* ; 201(9), 1419-1424.
3. Adam CL, Moir CE, Shiach PU : 1989 ; Plasma progesterone concentration in pregnant and non pregnant llamas. *Vet. Rec.* 125(25), 618-20 et *Vet. Rec.* 1990; 126 (22), 561.
4. Alarcon V, Sumar J, Reira S et al : 1990 ; comparison of three methods of pregnancy diagnosis in llamas and alpacas. *Theriogenology* 125 (6), 1119-1123.
5. Bezek D, Walker RD : 1997 ; additional cause of mastitis in a llama. *J Am Vet Med Assoc.* 210(6), 748.
6. Bonafos L : 1992 reproduction chez le lama : aspects pratiques et clinique. *thèse doctorat vétérinaire, Paris-Créteil.*
7. Bourke DA, Adam CL, Kyle CE : 1992 ; Ultrasonography as an aid to controlled breeding in the llama. *Vet Rec* ; 130, 424-428.
8. Bravo PW, Fowler ME, Stabenfeldt GH, Lasley B : 1990 ; endocrine responses in the llama to copulation. *Theriogenology* ; 33, 891-899.
9. Bravo PW, Stewart DR, Lasley BL, Fowler ME : 1996 Hormonal indicators of pregnancy in llamas and alpacas. *J Am. Vet. Med. Assoc* ; 208, 2027-2030.
10. Bravo PW :) 1994 reproductive endocrinology of llama and alpacas. *Vet. Clin. North Am. : Food animal practice*; 10 (2), 265-279.
11. Bravo PW : 1994 Reproductive physiology of the male camelid. *Vet. Clin. North Am. : Food animal practice* ; 10(2), 259-264.
12. Bravo PW, Fowler ME, Stabenfeldt GH et al : . 1990 Ovarian follicular dynamics in the llama. *Biol. Reprod*; 43(4), 579-585.
13. Bravo PW, Bazan P.J, Troedson MH, Villalta PR, Garnica JP : 1996 induction of parturition in alpacas and subsequent survival of neonates. *J Am Vet Med Assoc* ; 209(10) : 1760-1762.
14. Bravo PW, Fowler ME, Lasley BL : 1994 ; the postpartum llama : fertility after parturition. *Biol Reprod*, 51(6), 1084-7.
15. Bravo PW, Mayta MM, Ordonez CA : . 2000 Growth of the conceptus in alpacas. *Am Vet Res*; 61(12), 1508-1511.

16. **Bravo PW, Fowler ME, Stabenfeldt GH et al** : 1991 the effects of follicular size on the response of the pituitary and ovary after breeding in domestical south american camelids. *Biol. Reprod.* ; 45 (4), 553.
17. **Cebra CK, Cebra ML, Garry FB, Johnson LW** : 1997 surgical and nonsurgical correction of uterine torsion in New World camelids : 20 cases (1990-1996) *J Am Vet Med Assoc* ; 211(5), 600-602.
18. **Ferrandez-Baca S, Hansel W, Saatman R et al** : 1979 ; differential luteolytic effects of right and left uterine horn in the alpaca. *Biol Reprod* 20, 586-595.
19. **Fowler ME** : 1994 ;Hyperthermia in llamas and alpacas. *Vet. Clin. North Am. : Food animal practice.* 10(2), 309-317.
20. **Fowler ME** : 1989 medicine and surgery of south american camelids llamas, alpacas, vicunas and ganacos., 391p.
21. **Fowler ME, Olander HJ** : 1990 ; fetal membranes and ancillary structures of llamas (*Lama glama*). *Am. J. of Vet. Res.* 51(9) 1495-1990.
22. **Giudicelli B**, 1993 ; reproductive physiology in llamas and alpacas. *European symposium on south american camelids.* 47-58.
23. **Giudicelli B** : 2001 ; principales interventions chez les petits camélidés. *Point vétérinaire* 32(214) 30-37.
24. **Giudicelli C.** : 1991 ; Élever le lama : comment, pourquoi. *Ed crépin Leblond* 128p.
25. **Herdt TH** : 1995; Blood serum concentration of selenium in female llamas in relationship to feeding practice region of united states, reproductive stage and health of offspring. *Journal of Animal Science.* 73(2), 337-344.
26. **Hinrichs K, Buoen LC, Ruth GR** : 1999; XX/XY chimerism and freemartinism in a female llama co twin to a male. *J Am Vet Med Assoc* 215(8), 1140-1141.
27. **Johnson LW** : 1989 ; Llama reproduction *Vet. Clin. North Am. : Food animal practice.* 5(1), 159-182.
28. **Johnson LW** : . 1994 ; LLama herd health. *Vet. Clin. North Am. : Food animal practice* 10(2), 248-258., 1140-1141.
29. **Johnson LW** : 1994 ; update. Llama nutrition. *Vet clin north am food anim pract*10(2), 187-201.
30. **Joanne Paul-Murphy** : 1989 ;Llama madeicine : obstetrics neonatal care and congenital conditions *Vet. Clin. North Am. : Food animal practice* 5(1), 183-202.
31. **Ferandez Baca S, Hansel W, Novoa C** : 1970embryonic mortality in the alpaca. *Biol Reprod* ; 3, 252-261.

- 32. La Perle KM, Silveria F, Anderson DE, Blomme EA ; 1999 dalmeny disease in an alpaca : sarcocystis, eosinophilic myositis and abortion. *J. Comp. Pathol.* ; 121(3), 287-293.**
- 33. Merkt H, Boër M, Rath D, et al. 1988 ; The presence of an additionnal fetal membrane and its function in the newborn guanaco *Lama guanicoe*. *Theriogenology* 30, 437-439.**
- 34. Munro C.I, Stabenfeldt GH : 1984 ; development of a microtiter plate enzyme immunoassay for the determination of progesterone. *J Endocrinology* 101, 41-49.**
- 35. Musa BE, Abusineira ME : 1978 ; The estrous cycle of the camel. *Vet Rec* 103 , 556-557.**
- 36. Navarre C.B. 2002 ; neonatology of llamas and alpacas. *camelids medicine surgery ad reproduction for veterinarians. Ohio state university* 37-39.**
- 37. Purdy S.R., 2002 ; uterine infections in alpacas and llamas. Diagnosis and treatment. *camelids medicine surgery ad reproduction for veterinarians. Ohio state university* 327-331.**
- 38. Raggi LA, Ferrando G, Parraguez VH, Mc Niven V, Urquieta B : 1999 ; plasma progesterone in alpacas during pregnancy, parturition and early post partum. *Anim Reprod. Sci.* 54(4), 245-249.**
- 39. Rowan LL, Morin DE, Hurley WL, Shanks RD, Kakoma I, Hoffmann WE, Goetz TE, Cullor JS : 1996 ; evaluation of udder health and mastitis in llamas. *J Am Vet Med Assoc* 209(8), 1457-1463.**
- 40. Saltet J, Dart AJ, Hodgson DR : . 2000 ventral midline caesarean section for dystocia secondary to failure to dilate the cervix in three alpacas. *Aust Vet J*; 78(5), 326-328.**
- 41. Smith C : 1991 Exploring llama reproduction. *J Am Vet Med Assoc*; 199(8), 973-978.**
- 42. Sumar J : 1988. removal of the ovaries or ablation of the corps luteum and its effects on the maintenance of gestation in the alpaca and llama. *Acta vet scand suppl.* 83 : 133-141.**
- 43. Sumar J, Frederiksson G, Alarcon V, Kindall H, Edqvist LE : 1988 ; level of 15 keto-13, 14 dihydroo PGF2alpha, progesterone and oestradiol 17beta after induced ovulations in llamas and alpacas. *Acta Vat Scand* 29, 339-346.**
- 44. Tornquist SI, Van Saun RI, Smith BB, Cebra CK, Snyder SP : 1999 : Hepatic lipidosis in llamas and alpacas : 31 cases (1991-1997). *J Am Vet Med Assoc* 214(9), 1368-1372.**
- 45. Villemain LJE : 1991 contribution au diagnostic de la gestation chez le lama et l'alpaga. *Thèse doctorat vétérinaire, Paris-Creteil.***
- 46. *Weaver DM, Tyler JW, Scott MA, Wallace LM, Marion RS, Holle JM : 2000 ; passive transfer of colostral immunoglobulin G in neonatal llamas and alpacas. *Am J Vet Res.* 61(7), 738-741.**
- 47. Wilker CE, Meyers wallen VN, Schlafer DH, Dykes NL, Kovacs A, Ball BA : 1994 ; XX sex reversal in a llama. *J Am Vet Med Assoc* 204(1), 112-115.**

NOM PRÉNOM : GIUDICELLI ELSA

TITRE : LE DIAGNOSTIC DE GESTATION CHEZ LES LAMAS ET ALPAGAS :
ETUDE RETROSPECTIVE DU DOSAGE DE PROGESTERONE EN FRANCE
DEPUIS 1990

Thèse vétérinaire : Lyon,

RÉSUMÉ :

La physiologie de la reproduction des lamas et alpagas présente de nombreuses particularités telles que l'ovulation provoquée, l'absence de chaleurs et de saisonnalité, un cycle ovarien composé de vagues folliculaires qui se chevauchent, et une gestation de près d'un an.

Il existe plusieurs méthodes de diagnostic de gestation chez les petits camélidés, basées sur leurs particularités physiologiques tout à fait remarquables : sont ainsi utilisés l'étude du comportement, le ballotement, l'observation de la modification des signes physiques, la palpation transrectale, l'échographie transrectale ou transabdominale, et enfin le dosage de progestérone.

Notre étude basée sur le dosage de progestérone dans un élevage français depuis 1990 a permis de révéler les avantages et les limites de cette dernière technique : le test se révèle très sensible ($Se=0,994$) mais peu spécifique ($Sp=0,528$). Il doit servir à exclure des gestations, et dans le cas contraire être associé à une seconde méthode de diagnostic, plus spécifique (telle l'échographie).

MOTS CLÉS :

- Lamas et alpagas
- Reproduction
- Diagnostic de gestation
- Dosage de progestérone

JURY :

Président : M. J.C. PIGNAT

1^{er} assesseur : M. E. BENOIT

2^e assesseur : M. F. BADINAND

DATE DE SOUTENANCE :

ADRESSE DE L'AUTEUR :

Vieux Fougerette 71190 MESVRES