

Université Mohamed BOUDIAF M'Sila

Collection scientifique de la faculté des sciences



PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION



Dr BARA Yamouna

ISBN : 978-9931-251-75-0

MARS 2025

Physiologie de la Reproduction

Docteur BARA Yamouna
Département des Sciences Agronomiques
Université de M'Sila



Nom de l'ouvrage : Physiologie de la reproduction

Catégories d'ouvrage : Académique

Auteur : Dr. BARA Yamouna

Première édition : Mars 2025

ISBN : 978-9931-251-75-0

Nombre de page : 74

Dimensions : 21 x 29,7 cm

Edition numérique de la Faculté des Sciences – Université Mohamed BOUDIAF M'Sila

Web : <https://www.univ-msila.dz>

Pour citer ce document :

Bara., Y. 2025. Physiologie de la reproduction. Collection scientifique de la faculté des sciences – Université Mohamed BOUDIAF M'Sila.

Couverture : Photo personnel (2025)

TABLE DES MATIÈRES

CHAPITRE 1. ANATOMIE ET HISTOLOGIE DE L'APPAREIL REPRODUCTEUR

| | |
|---|----|
| 1. Les gonades mâle et femelle | 1 |
| 1.1. Les testicules et ses enveloppes chez le taureau | 1 |
| 1.1.1. Testicules | 1 |
| 1.1.2. Enveloppes testiculaires | 3 |
| 1.2. Ovaires | 4 |
| 2. Glandes annexes de l'appareil reproducteur mâle | 5 |
| 2.1. Ampoules déférentielles | 5 |
| 2.2. Vésicules séminales | 5 |
| 2.3. Prostate | 6 |
| 2.4. Glandes bulbo-urétrales | 6 |
| 3. Les voies génitales | 6 |
| 3.1. Chez le mâle (ex. taureau) | 6 |
| 3.1.1. Épididymes | 6 |
| 3.1.2. Canaux déférents | 6 |
| 3.1.3. Urètre | 6 |
| 3.2. Chez la femelle (ex. vache) | 7 |
| 3.2.1. Oviductes | 7 |
| 3.2.2. Utérus | 9 |
| 3.2.3. Vagin | 11 |
| 4. Les organes de copulation | 11 |
| 4.1. Pénis et prépuce | 11 |
| 4.1.1. Le pénis | 11 |
| 4.1.2. Le prépuce | 13 |

CHAPITRE 2. LE FONCTIONNEMENT PHYSIOLOGIQUE DES GONADES

| | |
|--|----|
| 1. Sécrétions spermatiques | 14 |
| 1.1. Spermatogenèse | 14 |
| 1.1.1. Structure du spermatozoïde | 14 |
| 1.1.2. Étapes de la spermatogenèse | 15 |
| 1.1.3. Finalisation de la spermatogenèse | 17 |
| 1.1.3.1. Maturation finale | 17 |
| 1.1.3.2. Composition du sperme | 18 |
| 1.1.3.3. Régulation hormonale de la spermatogenèse | 18 |
| 1.2. Mécanisme de libération et dépôt du sperme | 19 |

| | |
|---|----|
| 1.2.1. Érection | 19 |
| 1.2.2. Éjaculation | 20 |
| 1.3. Qualité du sperme | 20 |
| 1.3.1. Examen du sperme | 20 |
| 1.3.1.1. Examen macroscopique | 20 |
| 1.3.1.2. Examen microscopique | 20 |
| 2. Ovulation et formation du corps jaune | 23 |
| 2.1. Folliculo-ovogenèse et formations ovariennes | 23 |
| 2.1.1. Ovogenèse | 23 |
| 2.1.2. Folliculogenèse | 24 |
| 2.1.3. Follicule mûr | 24 |
| 2.1.4. Corps jaune | 25 |
| 2.1.5. Ovocyte | 26 |
| 2.2. Recrutement, sélection et dominance des follicules | 27 |
| 2.3. Ovulation | 28 |
| 2.3.1. Mécanisme de l'ovulation | 28 |
| 2.3.2. Phase lutéale | 28 |
| 2.4. Régulation neuro-endocrinienne | 29 |
| 2.4.1. Développement folliculaire | 29 |
| 2.4.2. Ovulation | 29 |
| 2.4.3. Fonction lutéale | 30 |

CHAPITRE 3. MECANISME DE FECONDATION-GESTATION

| | |
|---|----|
| 1. Fécondation | 31 |
| 1.1. Dépôt du sperme et remontée des spermatozoïdes | 31 |
| 1.2. Viabilité des gamètes | 31 |
| 1.3. Capacitation des spermatozoïdes | 32 |
| 1.4. Réaction acrosomiale | 32 |
| 1.5. Monospermie | 33 |
| 1.6. Fusion gamétique et activation de l'ovocyte | 34 |
| 2. Implantation embryonnaire | 36 |
| 2.1. Développement embryonnaire précoce | 36 |
| 2.1.1. Segmentation | 36 |
| 2.1.2. Compaction | 37 |
| 2.1.3. Blastulation | 37 |
| 2.1.4. Éclosion | 38 |
| 2.2. Implantation du conceptus | 38 |

| | |
|---|----|
| 3. Gestation | 42 |
| 3.1. Embryogenèse tardive | 42 |
| 3.2. Développement foetal | 42 |
| 3.3. Sécrétions fœto-placentaires | 43 |
| 3.4. Enveloppes fœtales | 44 |
| 3.4.1. Chorion | 45 |
| 3.4.2. Amnios | 45 |
| 3.4.3. Allantoïde | 45 |
| 3.4.4. Cordon ombilical | 45 |
| 3.5. Modes de placentation | 47 |
| 3.5.1. Placentation diffuse | 48 |
| 3.5.2. Placentation cotylédonaire | 48 |
| 3.5.3. Placentation zonaire | 48 |
| 3.5.4. Placentation discoïde | 48 |

CHAPITRE 4. CONTROLE ET MAITRISE DE LA NAISSANCE

| | |
|---|----|
| 1. Mécanisme de la parturition | 49 |
| 1.1. Définition | 49 |
| 1.2. Phases du vêlage | 49 |
| 1.2.1. Stade I (préparatoire) | 49 |
| 1.2.1.1. Phase d'ouverture | 49 |
| 1.2.1.2. Phase de dilatation | 49 |
| 1.2.2. Signes physiologiques de la parturition | 50 |
| 1.2.3. Stade II (expulsion fœtus) | 51 |
| 1.2.4. Stade III (délivrance) | 53 |
| 2. Contrôle neuroendocrinien | 54 |
| 2.1. Mécanisme de déclenchement de la parturition | 54 |
| 2.2. Résumé de la hiérarchie d'action des hormones cortico-fœtales et placentaires .. | 57 |
| 3. Problèmes survenant fréquemment au vêlage | 58 |

CHAPITRE 5. MAITRISE DE L'ACTE DE REPRODUCTION

| | |
|--------------------------------------|----|
| 1. Maitrise des cycles sexuels | 59 |
| 1.1. Cycle œstral | 59 |
| 1.1.1. Chez la vache | 59 |

| | |
|--|----|
| 1.1.2. Chez la brebis et la chèvre | 59 |
| 1.1.3. Physiologie de l'anœstrus saisonnier | 60 |
| 1.1.4. Effet de la photopériode | 61 |
| 1.2. Phases du cycle sexuel | 61 |
| 1.3. Régulation hormonale du cycle sexuel | 61 |
| 2. Synchronisation des chaleurs et techniques d'induction des ovulations | 62 |
| 2.1. Chez la vache | 63 |
| 2.1.1. Objectifs | 63 |
| 2.1.2. Détection des chaleurs | 63 |
| 2.1.2.1. Chaleurs silencieuses | 63 |
| 2.1.2.2. Techniques de détection des chaleurs | 64 |
| 2.1.3. Protocoles hormonaux d'induction | 64 |
| 2.1.3.1. Procédés à base de progestagènes et de PMSG | 64 |
| A. Imprégnation de progestagènes | 64 |
| B. Basculement hormonal par PMSG | 66 |
| 2.1.3.2. Procédés à base de prostaglandine | 66 |
| A. Utilisation simple | 66 |
| B. Utilisation associée | 66 |
| 2.2. Chez la brebis et la chèvre | 66 |
| 2.2.1. Objectifs | 66 |
| 2.2.2. Procédés non hormonaux de désaisonnement | 68 |
| 2.2.2.1. Objectifs | 68 |
| 2.2.2.2. Techniques de détection | 69 |
| 2.2.3. Protocoles hormonaux | 71 |
| 2.2.3.1. Éponge vaginale | 71 |
| 2.2.3.2. Autres procédés | 73 |
| A. Distributeur CIDR | 73 |
| B. MGA | 73 |
| C. Mélatonine | 73 |
| D. Prostaglandine | 74 |

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES



LISTE DES FIGURES

| | | |
|-------------------|---|----|
| Figure 1. | Coupe théorique du testicule | 02 |
| Figure 2. | Schéma du testicule de taureau | 02 |
| Figure 3. | Schéma d'une coupe transversale de parenchyme testiculaire | 02 |
| Figure 4. | Schéma d'une cellules de Sertoli en liaison étroite avec les cellules germinales | 02 |
| Figure 5. | Les enveloppes d'un testicule | 03 |
| Figure 6. | Ovaire des mammifères et formations ovarianes | 04 |
| Figure 7. | Glandes annexes de l'étalon (A), du taureau (B) | 05 |
| Figure 8. | Schéma anatomique des organes génitaux de la vache | 07 |
| | Schéma anatomique d'une vue dorsale des os du bassin et leur relation avec les | |
| Figure 9. | organes génitaux d'une vache non gravide | 07 |
| Figure 10. | Appareil reproducteur bovin, vue dorsale | 08 |
| Figure 11. | Schéma d'un oviducte de vache | 08 |
| Figure 12. | Différents types d'utérus | 10 |
| Figure 13. | Schéma de l'extrémité de la partie libre du pénis | 12 |
| Figure 14. | Schéma d'un pénis de taureau en coupe transversale | 12 |
| Figure 15. | Le pénis bovin et ses muscles..... | 13 |
| Figure 16. | Schéma d'un spermatozoïde de taureau | 15 |
| Figure 17. | Organisation interne de la tête du spermatozoïde | 15 |
| Figure 18. | Représentation schématique de la spermatogenèse | 15 |
| Figure 19. | Comparaison ovogenèse-spermatogenèse | 16 |
| Figure 20. | Cyto-différenciation spermatique | 17 |
| Figure 21. | Schéma récapitulatif simplifié de la régulation hormonale de la spermatogenèse ... | 18 |





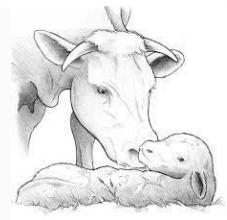
| | |
|---|----|
| Figure 22. Classification des anomalies morphologiques majeurs et mineurs des spermatozoïdes | 22 |
| Figure 23. Schéma des stades de développement folliculaire | 24 |
| Figure 24. Follicule mûr de De Graaf | 25 |
| Figure 25. Représentation schématique de la croissance folliculaire terminale | 26 |
| Figure 26. À droite, les relations entre l'ovocyte et les cellules folliculaires. À gauche, aspect de l'ovocyte II | 27 |
| Figure 27. Schéma récapitulatif et simplifié de l'action des hormones primaires de régulation de la reproduction chez la vache | 28 |
| Figure 28. Arrivée des spermatozoïdes à proximité de la zone pellucide | 33 |
| Figure 29. Rapprochement des gamètes (a). Réaction acrosomiale (b) | 33 |
| Figure 30. Réaction corticale (exocytose des granules corticaux) | 34 |
| Figure 31. Fusion des membranes cytoplasmiques des gamètes | 35 |
| Figure 32. Phagocytose du spermatozoïde et activation de l'ovocyte | 35 |
| Figure 33. L'ovocyte achève sa méiose | 35 |
| Figure 34. Mise en place des pronoyaux et première mitose du zygote | 36 |
| Figure 35. Blastocyste polarisé (a). Éclosion du blastocyste (b) | 37 |
| Figure 36. Schématisation des étapes de l'implantation du blastocyste | 39 |
| Figure 37. Schéma d'un placentome de bovin | 40 |
| Figure 38. Développement du conceptus bovin | 40 |
| Figure 39. Embryon des ruminants juste avant sa fixation (agneau de 15j) | 41 |
| Figure 40. Photo d'un embryon équin de 40 jours | 42 |
| Figure 41. Fœtus bovin mâle de 55 jours | 42 |
| Figure 42. Enveloppes fœtales chez les bovins | 46 |
| Figure 43. Cordon ombilical, la jonction mère-fœtus | 46 |





| | |
|---|----|
| Figure 44. Fœtus bovins jumeaux entourés de leur membranes fœtales | 46 |
| Figure 45. Types de placentation | 47 |
| Figure 46. Col fermé (début du stade 1) | 50 |
| Figure 47. Représentation normale du fœtus | 51 |
| Figure 48. Phases du vêlage | 52 |
| Figure 49. Présentations du fœtus lors de son expulsion | 53 |
| Figure 50. Mécanisme hormonale de déclenchement de la mise-bas | 55 |
| Figure 51. Schéma du déclenchement de la parturition chez la brebis | 56 |
| Figure 52. Évolution durant les jours précédents le vêlage des concentrations chez la vache .. | 58 |
| Figure 53. Effet de la photopériode sur l'activité sexuelle | 60 |
| Figure 54. Régulation hormonale du cycle de la brebis | 62 |
| Figure 55. Licol marqueur pour bovin | 64 |
| Figure 56. Protocoles hormonaux de synchronisation des chaleurs chez le bovin | 65 |
| Figure 57. Synchronisation des chaleurs chez différentes catégories de bovins | 67 |
| Figure 58. Tablier et Licol marqueur (pour détection des chaleurs) | 69 |
| Figure 59. Détection avec présentation individuelle des chèvres au bouc | 70 |
| Figure 60. Détection des chaleurs en groupes de femelles | 70 |
| Figure 61. Protocoles hormonaux de synchronisation des chaleurs chez la chèvre | 72 |
| Figure 62. Éponge vaginale | 72 |
| Figure 63. Pose de l'éponge vaginale | 72 |
| Figure 64. Le CIDR | 73 |
| Figure 65. Un CIDR avec son applicateur | 73 |





LISTE DES TABLEAUX

| | |
|---|----|
| Tableau 1. Durée de la spermatogenèse chez quelques espèces | 17 |
| Tableau 2. Grille de notation de la motilité massale | 21 |
| Tableau 3. Objectifs des différentes caractéristiques du sperme de taureau | 23 |
| Tableau 4. Développement embryonnaire et fœtal chez la vache jusqu'au 100ème jour de gestation | 43 |
| Tableau 5. Développement du fœtus du 2 ^{ème} au 9 ^{ème} mois de gestation | 43 |



1. Les gonades mâle et femelle

Les gonades sont destinées à la reproduction. Chez les mammifères, elles vont par paire ; testicules chez le mâle et ovaires chez la femelle et produisent les gamètes (spermatozoïdes et ovocytes).

1.1. Les testicules et ses enveloppes (ex. taureau)

1.1.1. Testicules

Ils ont un double rôle de :

- Fonction exocrine : production des spermatozoïdes, et
- Fonction endocrine : sécrétion des hormones mâles ou androgènes (dont la testostérone),

Le testicule (figures 1 et 2) présente une position et une orientation dans le scrotum qui varie selon les espèces animales ; verticale chez le taureau et le bétail, elle est davantage horizontale chez l'élan et le verrat. La taille du testicule varie selon la saison dans les espèces saisonnières (bétail, élan, chameau). Chaque testicule comprend :

- Albuginée : membrane fibreuse prolongée par des cloisons délimitant des lobules testiculaires et réunies au centre pour former le « corps d'Highmore » ;
- Tubes séminifères : au nombre de 2 à 4 dans chaque lobule testiculaire, entortillés sur eux (figures 1), occupant plus des 3/4 du volume des testicules, et se réunissent au centre en « rete-testis » d'où partent « les canaux éfferents » qui se réunissent également en un canal unique très enchevêtré à l'intérieur de l'épididyme appelé « canal déférent » ;
- Cellules de Leydig « à fonction endocrine » : remplissent les espaces entre les tubes séminifères au voisinage de nombreux vaisseaux sanguins (figure 3), produisant la testostérone transmise aux cellules de Sertoli pour contrôler la spermatogenèse ;
- Cellules de Sertoli : grandes cellules pyramidales (figure 4), se situant dans les tubes séminifères en contact étroit avec les spermatogonies (figure 3). Elles jouent les rôles suivants : contrôle direct de la spermatogénèse, soutien et nutrition des spermatozoïdes jeunes et phagocytose de celles dégénérées, et synthèse d'hormones stéroïdienne et protéique « inhibine, prostaglandine, AMH (Anti-Mullérienne-Hormone) »

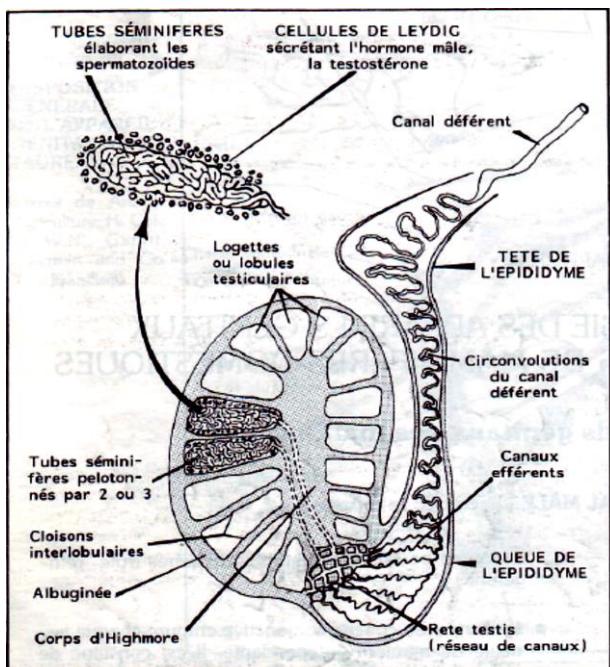


Figure 1. Coupe théorique du testicule (Soltner, 2001)

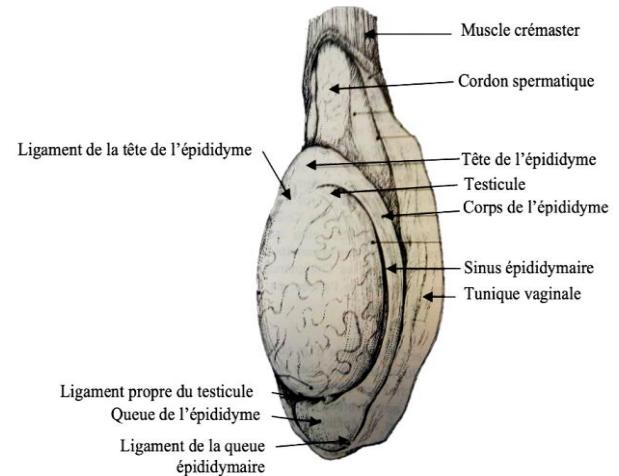


Figure 2. Testicule de taureau (Baronne, 2001)

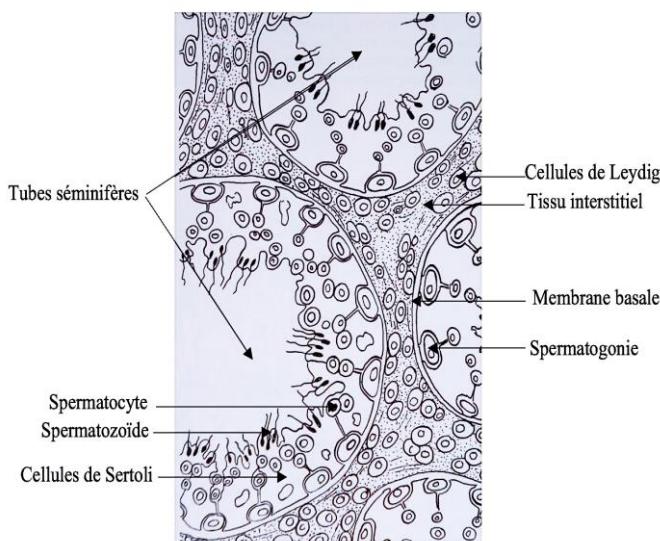


Figure 3. Coupe transversale du parenchyme testiculaire (Frandsen et al, 2009)

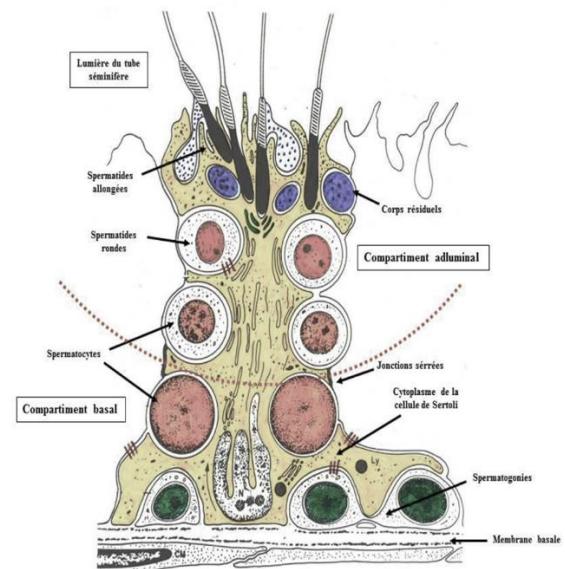


Figure 4. Cellules de Sertoli en liaison étroite avec les cellules germinales

1.1.2. Enveloppes testiculaires

Les deux testicules sont suspendus de part et d'autre de la verge dans un ensemble d'enveloppes appelées « bourses » (figure 5) qui assurent la protection et la thermorégulation (assurant une température 4 à 7°C plus froid que l'abdomen). Si la température testiculaire atteint la température du reste du corps pendant seulement quelques heures, l'animal devient stérile environ 14 jours plus tard. Quatre couches de tissus ou tuniques se distinguent alors :

- Scrotum : poche commune aux deux testicules, dépourvue de couche graisseuse et abondamment pourvue de glandes sudoripares pour la réfrigération ;
- Dartos : entoure chaque testicule de manière indépendante et constitué de fibres élastiques et musculaires lisses ;
- Crémaster : couche musculaire rouge vif, permet en se contactant le réchauffement en temps froid.

Le crémaster peut modifier la position plus ou moins haute du testicule chez le taureau. Le testicule remonte et se trouve davantage en contact avec la paroi abdominale si l'environnement est froid, l'inverse se produit si la température extérieure augmente.

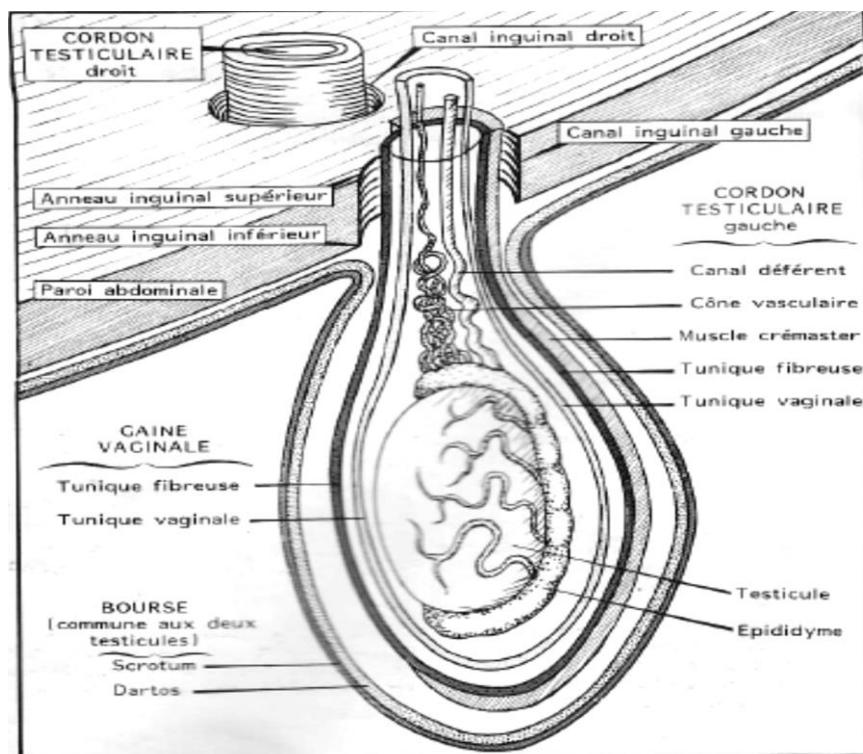


Figure 5. Enveloppes d'un testicule (Soltner, 2001)

1.2. Ovaies

L'ovaire est diffusé par de petites bosses rougeâtres « follicules ». À l'âge adulte, le poids de l'ovaire varie en fonction de l'activité ovarienne notamment chez les espèces saisonnières. Dans l'ovaire, deux processus de développement sont étroitement unis (ovogenèse et folliculogenèse), ils déterminent le nombre et la qualité des ovocytes produits. L'atrésie cyclique des ovocytes conduit à l'épuisement du stock ovocytaire à un âge variable selon l'espèce, on parle de sénilité synonyme de ménopause chez la femme. Le taux sanguin de l'hormone AMH détermine le stock ovocytaire.

La structure des ovaires est très particulière et composée de trois sortes de tissus (figure 6) :

- Albuginée : membrane fibreuse recouvrant la glande ;
- Zone médullaire : située au centre de l'ovaire, constituée de tissu nourricier garni de vaisseaux sanguins et de nerfs ;
- Zone corticale : située entre les deux précédentes, siège de développement folliculaire et formation d'ovocytes et de corps jaunes ;

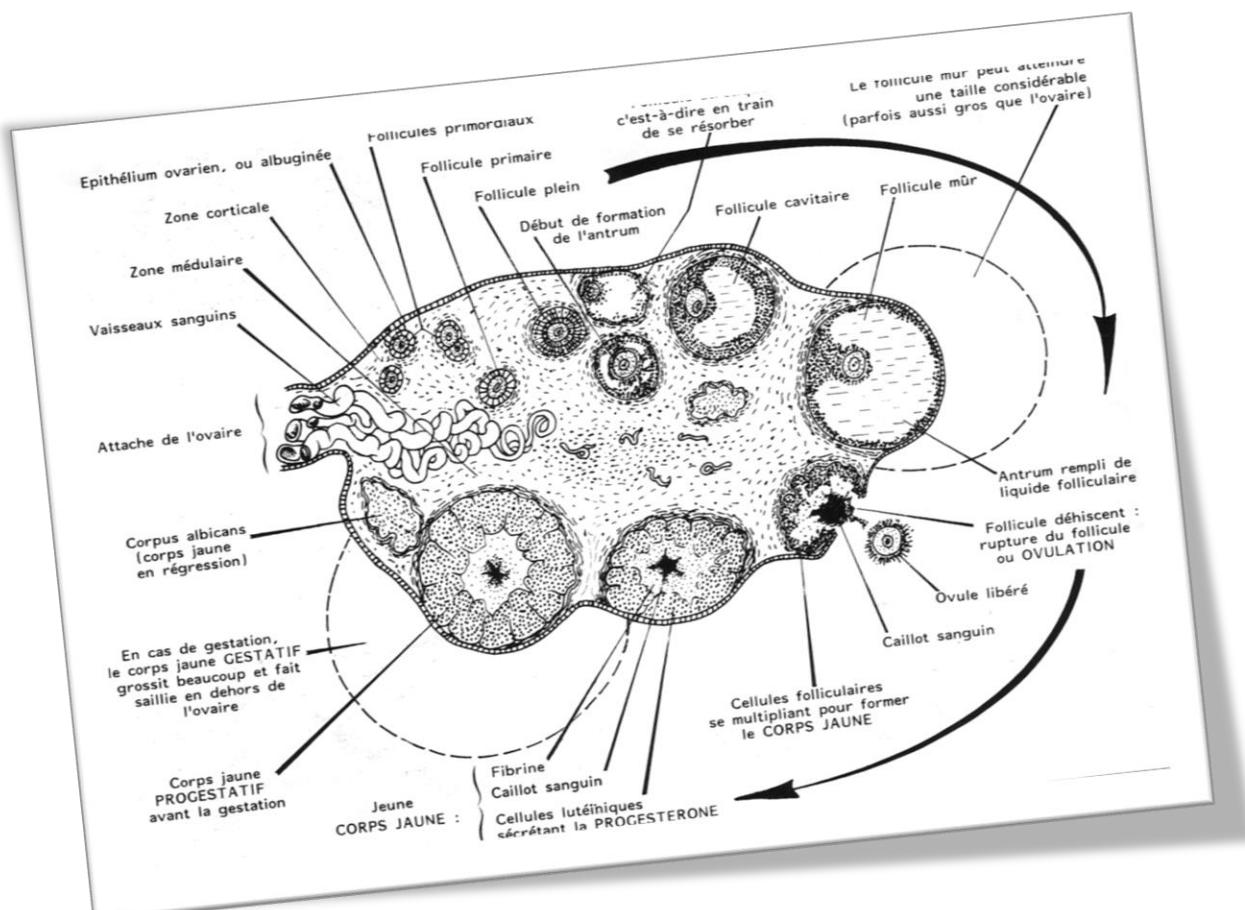


Figure 6. Ovaire des mammifères et formations ovariennes (Soltner, 2001)

2. Glandes annexes de l'appareil reproducteur mâle

Les glandes annexes sont au nombre de 4 (figure 7) sont à sécrétion exocrine, elles produisent la quasi-totalité du liquide séminal destiné à diluer, nourrir et favoriser la mobilité des spermatozoïdes. Le liquide séminale contenant les spermatozoïdes est appelé sperme. Les glandes annexes entrent en jeu au moment de l'éjaculation, les spermatozoïdes stockés au niveau de la queue sont projetés dans le canal déférent, puis dans l'urètre, tandis que les glandes annexes se contractent et déversent leurs produits (minéraux, fructose, enzymes, acide citrique, ...) dans l'urètre membraneux.

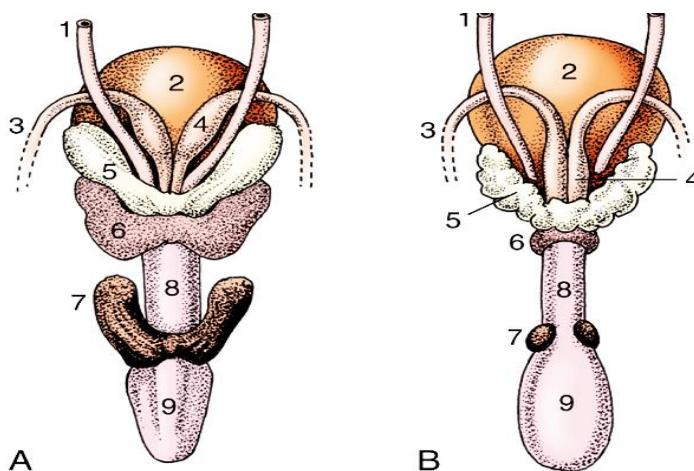


Figure 7. Glandes accessoires de l'étalon (A), du taureau (B) (vue dorsale)

1, uretère ; 2, vessie ; 3, canal déférent ; 4, glande ampullaire (*ampoules déférentielles*) ; 5, glande vésiculaire (*vésicules séminales*) ; 6, corps de la *prostate* ; 7, glande bulbo-urétrale (*Cowper*) ; 8, urètre , 9, bulbe du pénis

(Auteur : Rlarsen dans anatomie des grands animaux disponible dans le site

<https://pressbooks.umn.edu/largeanimalanatomy/chapter/pelvis-genitalia/>)

2.1. Ampoules déférentielles

Elles ont une longueur de 10-15 cm et une largeur de 5-8 mm chez le taureau. La queue de l'épididyme constitue le principal lieu de stockage extra-gonadique (75%) et l'ampoule le second avec seulement 25%.

2.2. Vésicules séminales

Au nombre de 2, organes pairs symétriques à surface bosselée, situées au-dessus de la prostate. Chez le taureau, elles mesurent 8 à 15 cm de long, 3 à 5 cm de largeur et 1 à 2 cm d'épaisseur. Elles élaborent un produit de sécrétion de nature diverse, à pH alcalin, présentant 2/3 du volume de l'éjaculat, dont principalement le fructose qui est nécessaire à la nutrition et à la mobilité des spermatozoïdes.

2.3. Prostate

Une seule glande sous forme de capsule conjonctive qui comprend deux parties ; corps de la prostate et, une partie disséminée autour de l'urètre et s'étendant jusqu'aux glandes bulbo-urétrales. Chez le taureau, le corps de la prostate a une longueur de 3 cm, une largeur de 1cm et une hauteur de 2-3 cm. Les sécrétions prostatiques sont andréno-dépendantes, à pH acide, et de nature variée (acide citrique, zinc, enzymes protéolytiques, phosphatases acides,...).

2.4. Glandes bulbo-urétrales (ou de Cowper)

Deux glandes dont le canal excréteur s'abouche dans l'urètre membraneux. Elles sont formées d'éléments sécréteurs cubiques formés de cellules à mucus transparent indispensable au nettoyage de l'urètre aussitôt l'éjaculation.

3. Les voies génitales

3.1. Chez le mâle (ex. taureau)

Les voies génitales sont des canaux qui s'étendent des testicules jusqu'au sinus urogénital. Elles assurent la maturation des spermatozoïdes, le transport du sperme et son dépôt dans les voies génitales de la femelle.

3.1.1. Épididymes

Au nombre de 2. L'épididyme est un organe composé d'un seul tube pelotonné où le rete-testis se débouche. Plaqué contre le testicule (figures 1, 2, 5), l'épididyme est responsable du transport (durée variable selon l'espèce), de la survie et du stockage (au niveau de sa queue) et de la maturité des spermatozoïdes (au niveau de la tête et de son corps). La maturation consiste en l'acquisition de la mobilité fléchante, et de l'aptitude à se fixer à la zone pellucide (récepteurs spécifiques) et par conséquent d'assurer un développement embryonnaire normal.

3.1.2. Canaux déférents (ductus deferens)

Au nombre de 2, droit et gauche, communiquent avec l'urètre par les ampoules déférentielles au niveau du sphincter urétral qui commande l'ouverture de la vessie.

3.1.3. Urètre

Canal uro-génital, part de la vessie et tapisse l'intérieur du pénis jusqu'à son extrémité. Il a deux portions, urètre membraneux recevant les sécrétions des glandes annexes et l'urètre spongieux du pénis présentant le tissu érectile (figures 14 et 15).

3.2. Chez la femelle (ex. la vache)

Les voies génitales chez la femelle des mammifères (ongulés) sont présentées par deux oviductes (droit et gauche), deux cornes utérines, corps de l'utérus, col utérin (cervix) et vagin (organe copulatoire) (figures 8, 9, 10, 11).

3.2.1. Oviductes « trompe de Fallope ou salpinx »

Deux petits canaux fluctueux de 20 - 30 cm chez la vache et la jument, 15-19 cm chez la chèvre et la brebis, logés dans le ligament large. L'oviducte est composé d'un tissu épithéial formé de cellules ciliées et de cellules sécrétoires et d'un tissu musculaire. Ces différents tissus sont impliqués dans la capture, le transport, les modifications et la survie des ovules pondus, mais également dans le transport et les modifications des spermatozoïdes juste avant la fécondation.

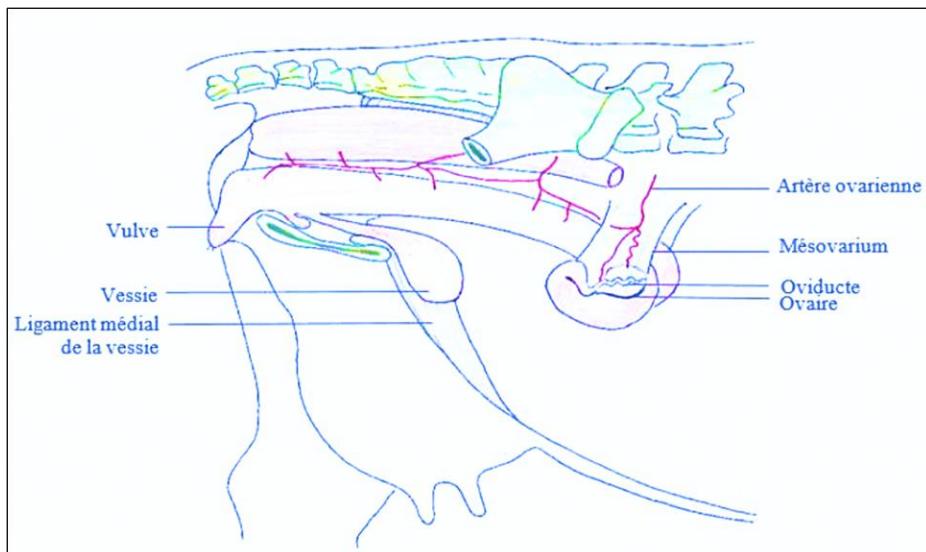


Figure 8. Organes génitaux internes et externe de la vache (Konig et al, 2014)

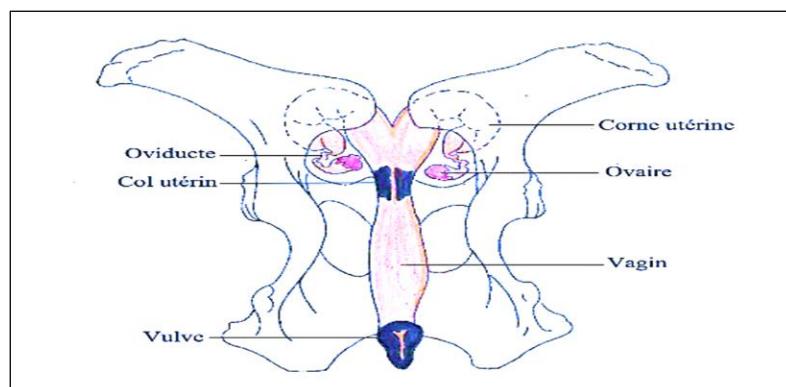


Figure 9. Vue dorsale des os du bassin et leur relation avec les organes génitaux d'une vache non gravide (Konig et al, 2014)

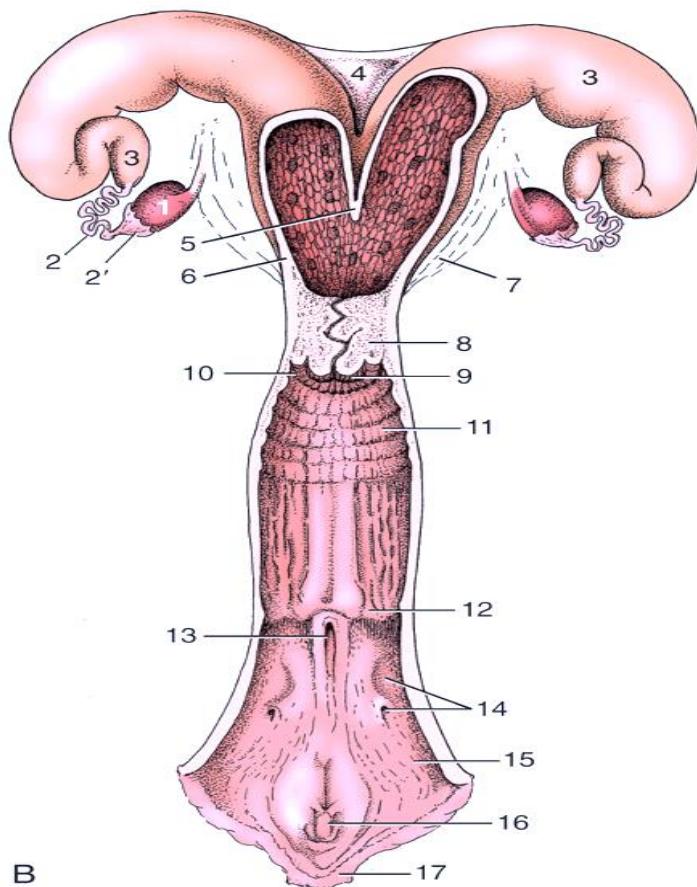


Figure 10. Appareil reproducteur bovin (vue dorsale)

(B) La plus grande partie du tractus est montrée ouverte dans le schéma. 1, ovaire ; 2, trompe utérine ; 2', infundibulum (pavillon) ; 3, cornes utérines ; 4, ligament intercornuel ; 5, paroi de l'utérus divisant les deux cornes ; 6, corps de l'utérus avec caroncules ; 7, ligament large ; 8, col (cervix) ; 9, partie vaginale du col de l'utérus ; 10, fornix ; 11, vagin ; 12, position de l'ancien hymen ; 13, orifice urétral externe et diverticule sous-urétral ; 14, glande vestibulaire majeure et son orifice excréteur ; 15, vestibule ; 16, gland du clitoris ; 17, lèvres droites. (Auteur : Rlarsen dans anatomie des grands animaux disponible dans le site <https://pressbooks.umn.edu/largeanimalanatomy/chapter/pelvis-genitalia/>)

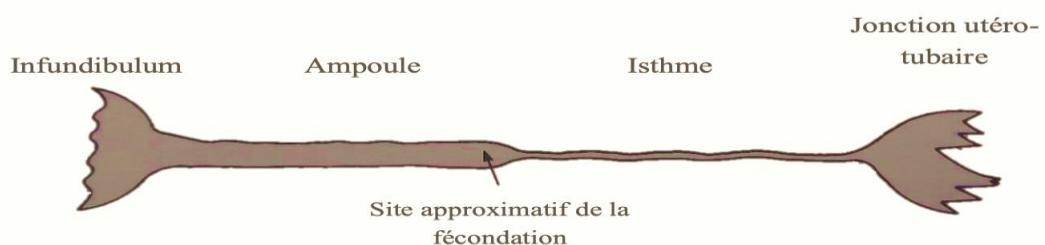


Figure 11. Schéma d'un oviduc de vache (Ball et al, 2004)

Comme dans la figure 11, chaque oviducte comprend :

- **Pavillon « infundibulum »** : s'ouvrant sur la bourse ovarique, qui est une membrane aux bords frangés recouvrant complètement l'ovaire. L'intérieur de cette membrane forme une sorte d'entonnoir où s'introduiront l'ovocyte et le liquide folliculaire au moment de l'ovulation. Le fait que la bourse ovarique recouvre l'ovaire, il n'y a pas de liaison directe entre l'ovaire et l'oviducte ;
- **Ampoule** : partie médiane de l'oviducte, la plus longue et la plus large, et présentant le lieu de fécondation ;
- **Isthme** : partie la plus courte et la plus rétrécie de l'oviducte. Il est directement relié à l'utérus par la jonction utéro-tubaire (JUT) et joue le rôle de filtre physiologique dans la remontée des spermatozoïdes jusqu'à l'ampoule.

3.2.2. Utérus (matrice)

L'utérus comprend le col, le corps et 2 cornes utérines et présentant le lieu de gestation. Chez la lapine, l'utérus est double (type duplex), c'est-à-dire que les deux cornes utérines s'abouchant séparément au niveau du vagin (deux cervix).

Chez les ruminants, la paroi utérine est constituée de 3 couches, de l'extérieur vers l'intérieur :

- **Tunique séreuse ou périmètre** : se prolongeant sur les ligaments larges ;
- **Myomètre** : tunique musculeuse dont les contractions lors de la parturition permettant l'expulsion du/des fœtus ;
- **Endomètre** : constitué de grosses cellules appelées caroncules dont la base est au contact de très nombreux vaisseaux sanguins reliés à l'artère et à la veine utérine. Le volume des caroncules augmente de manière considérable pendant la gestation pour former avec les cotylédons fœtaux un placentome.

Chez les ruminants, la matrice est formée histologiquement de 3 parties (figure 10) :

- **Cornes utérines** : se prolongeant par les oviductes par la jonction utéro-tubaire (figure 11). Chez la vache, leur diamètre à la base est de 2-4 cm et diminue progressivement jusqu'à 5-6 mm à la jonction utéro-tubaire. Les cornes présentent le lieu de nidation et de gestation chez les ruminants ;
- **Corps de l'utérus** : très court, 3-5 cm de long chez la vache, 1-2 cm chez la brebis et la chèvre et 16 cm chez la jument. Chez cette dernière espèce, le corps et les cornes utérines sont de longueur égale, présentent le lieu de gestation ;

- **Col utérin « cervix »** : sépare la cavité utérine de la cavité vaginale, canal musculeux de 7-10 cm de long et de 2,5 - 4,5 cm de diamètre chez la vache adulte et de 1,5 - 2 cm chez les génisses, 4 - 10 cm de long et 2 - 3 cm de diamètre chez la brebis et la chèvre, 5 - 8 cm chez la jument. Le col a une forme conique avec la portion vaginale plus large. Sa lumière présente 3 à 4 plis circulaires (anneaux) successifs qui l'on fait qualifier de « fleur épanouie ».

Particularités des Marsupiaux : les deux oviductes se dilatent séparément pour donner deux utérus distincts, se continuant eux-mêmes par deux vagins également distincts. Chez les autres Mammifères, les deux vagins se fusionnent toujours en un compartiment unique et médian, tandis que les utérus restent distincts ou bien se fusionnent sur une étendue variable, ce qui permet de considérer quatre cas principaux (figure 12) :

Cas A : les deux utérus restent distincts sur toute leur étendue et débouchent séparément dans le vagin unique ; c'est l'utérus double (monotrèmes, éléphant, lapin et quelques rongeurs, certaines chauves-souris) ;

Cas B : les deux utérus se fusionnent seulement par leurs extrémités inférieures et restent distincts sur presque toute leur étendue ; c'est l'utérus biparti (porc, certaines chauves-souris, quelques rongeurs) ;

Cas C : la fusion des deux utérus s'opère sur presque toute leur étendue, excepté à leur partie supérieure, où ils forment deux cornes se continuant par les oviductes ; c'est l'utérus bicorné (ongulés «ruminants, équidés, camélidés», cétacés, insectivores) ;

Cas D : la fusion est complète et l'utérus est sous forme d'une poche simple, globuleuse, sans aucun étranglement et se continuant par les deux trompes ; c'est l'utérus simple (primates).

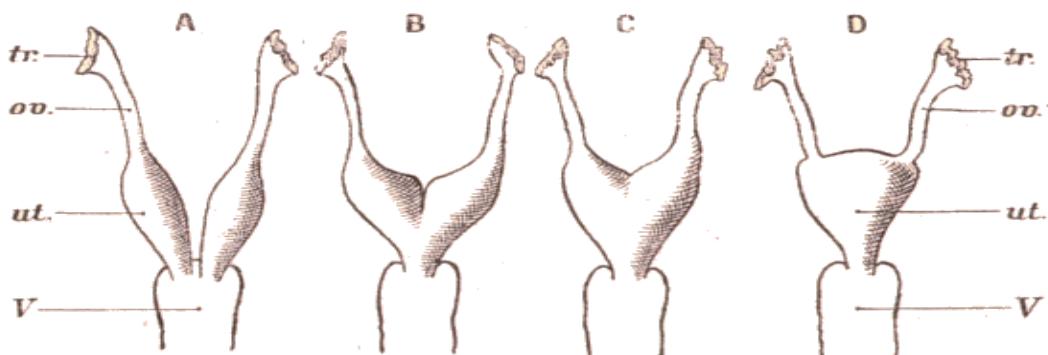


Figure 12. Différents types d'utérus

(- tr, trompe - ov, oviducte - ut, utérus - V, vagin - A, utérus double - B, utérus biparti - C, utérus bicorné - D, utérus simple).

3.2.3. Vagin

Un conduit musculo-membraneux de 30 cm de long chez la vache, 10-14 cm chez la brebis et la chèvre. Ses parois minces et plissées en contact l'une avec l'autre, peuvent se dilater considérablement au moment de la mise-bas et sont lubrifiées par un abondant mucus (provenant des glandes de Bartholin). Le vagin est très irrigué, sensible et élastique.

4. Les organes de copulation

L'appareil copulatoire assure le dépôt du sperme dans les voies génitales femelles. Chez le bétail, l'urètre parcourt le pénis jusqu'à l'appendice vermiforme (figure 13). Le prépuce est formé par une invagination de la peau et protège la partie terminale du pénis. Des glandes tubulaires, dans le prépuce sécrètent une substance grasse qui facilite l'intromission.

4.1. Pénis et prépuce

4.1.1. Le pénis

Le pénis (ou verge) est l'organe copulateur du mâle permettant l'érection, l'accouplement et donc le dépôt de sperme dans les voies génitales femelles. Le pénis est long de 50-60 cm au repos et 80 à 90 cm en érection chez le taureau et peut être anatomiquement divisé en racine, corps et gland (figures 13,14 et 15) :

- ❖ **Racine du pénis** : comprend l'origine des tissus érectiles ainsi que l'origine des muscles très volumineux du pénis qui sont les muscles ischio-caverneux, le muscle bulbo-spongieux et les muscles rétracteurs du pénis qui contrôlent la longueur du pénis par leur action sur la flexion sigmoïde ;
- ❖ **Corps du pénis** : composé en majorité de tissus érectiles. Ils sont au nombre de 3 centrés autour de l'urètre :
 - **Corps caverneux** (structure érectile paire) : constituant la partie principale du pénis et supportant les autres constituants de cet organe. Les ruminants ont un pénis qualifié de fibro-élastique car le tissu fibro-élastique y est présent en plus grande quantité que les sinus veineux, c'est-à-dire qu'il est ferme même au repos et s'allonge lors de l'érection par effacement du S pénien ;
 - **Corps spongieux** de l'urètre : logé au niveau du sillon ventral séparant les deux corps caverneux. La partie proximale du corps spongieux est le bulbe du pénis situé entre les deux racines. Le corps spongieux de l'urètre est continu avec le corps spongieux du gland. Le corps du pénis constitue le S pénien.

- Le gland : extrémité libre du pénis, assez peu volumineux chez les ruminants. Il est fortement asymétrique et incurvé en crochet vers la gauche. Cette incurvation est accentuée lors de l'érection à cause de la tension exercée par le ligament apical du pénis. Le gland contient un corps spongieux très réduit situé sur la face gauche de l'extrémité du corps caverneux. Sur la face ventrale de l'apex du gland s'ouvre l'ostium externe de l'urètre (figure 13).

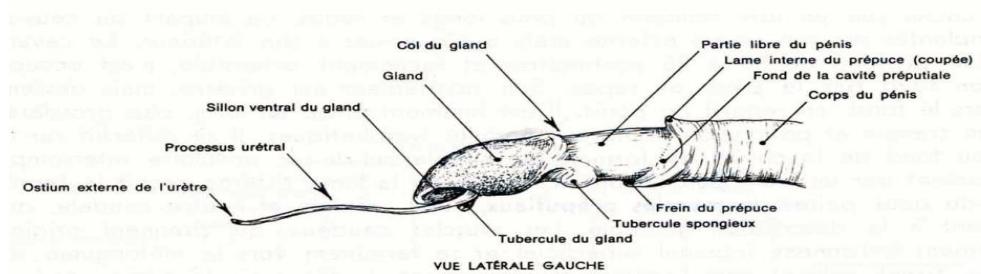
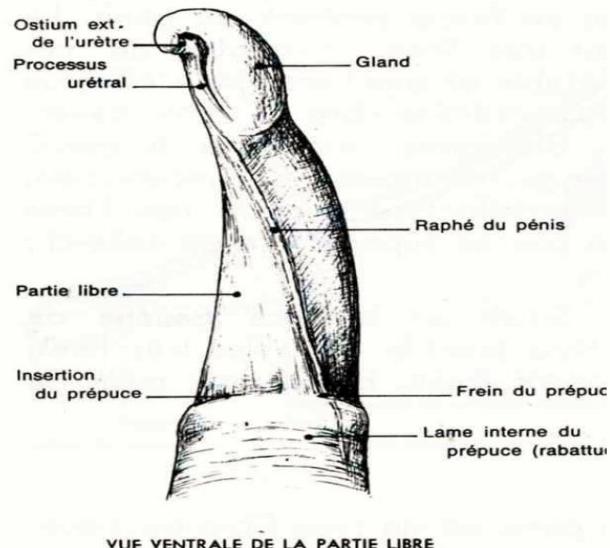


Figure 13. Extrémité de la partie libre du pénis (Hanzen, 2009).

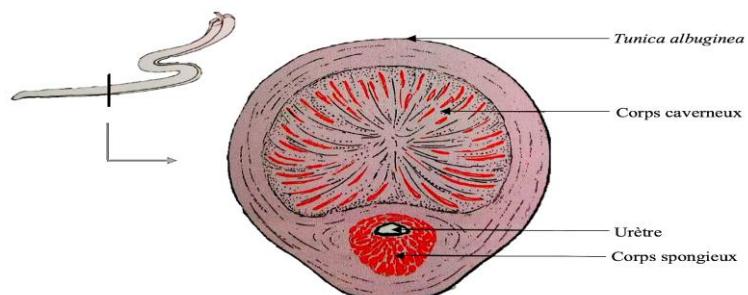


Figure 14. Schéma d'un pénis de taureau en coupe transversale au niveau du corps du pénis (Konig et al, 2014)

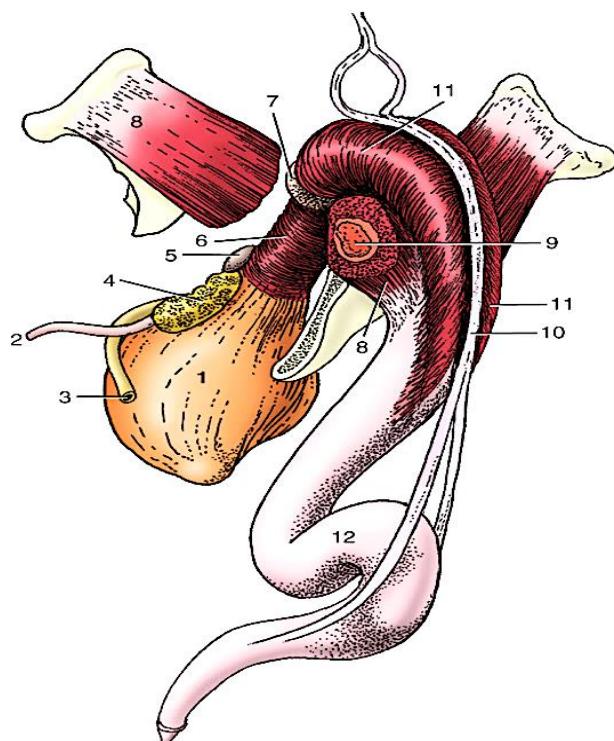


Figure 15. Pénis bovin et ses muscles (vue caudo-latérale).

1, vessie r; 2, uretère ; 3, canal déférent ; 4, glande vésiculaire ; 5, corps de la prostate ; 6, urétral ; 7, glande bulbo-urétrale ; 8, ischiocaverneux ; 9, crus du pénis (*en coupe transversale*) ; 10, écarteur du pénis ; 11, bulbospongieux ; 12, flexion sigmoïde, anses proximales et distales.

4.1.2. Le prépuce

Le prépuce est une couche externe de peau qui couvre le pénis, constituée de deux lames tégumentaires, séparées par un tissu conjonctivo-élastique lâche dans lequel circule des vaisseaux et des nerfs. Ces lames sont raccordées au niveau de l'ostium préputial, présent à l'extrémité distale et contrôlé par le muscle crânial du prépuce. La lame externe n'est autre que de la peau caractérisée par des poils longs et forts sur le revers interne de l'ostium. La lame interne est de la peau modifiée, dépourvue de poils et contenant de nombreux nodules lymphatiques, elle se réfléchit sur l'extrémité libre du pénis.

Chez le bovin et le porcin, le prépuce n'est pas aussi étendu que chez le cheval. L'éversion du prépuce peut induire une exposition de l'épithélium et entraîner des blessures ou des infections préjudiciables à la fonction reproductrice.

1. Secrétions spermatiques

1.1. Spermatogenèse

1.1.1. Structure du spermatozoïde

C'est une cellule de petite taille (70 à 80 µm de long) hautement différenciée et longuement flagellée dont la caractéristique principale est la motilité. Le spermatozoïde se divise en trois parties caractéristiques (figures 16) :

A. Tête : la forme et les dimensions de la tête sont variables selon l'espèce. Elle est à peu près ovalaire lorsqu'elle est vue de face et aplatie en vue de profil. Elle est composée de deux structures :

- *Noyau haploïde* (n chr) : de forme aplatie, occupe la plus grande partie de la tête, contient le matériel génétique mâle sous forme d'ADN hautement condensé (chromatine très compacte grâce à des protéines spécifiques « protamines spermatiques ») ;
- *Acrosome* : situé à l'avant du noyau, et formé lors de la spermiogenèse. C'est un petit sac (vacuole) spécialisé, composé d'une double membrane qui contient des enzymes (acrosine et acide hyaluronique) jouant un rôle important dans la fertilisation (lyse de la zone pellucide). Chez le taureau, l'acrosome couvre la moitié seulement de la tête ;
- *Membrane plasmique* : douée pour la reconnaissance spermato-ovocytaire ;

B. Flagelle : permet la mobilité du spermatozoïde pour atteindre l'ovocyte dans l'ampoule. Il comprend 2 parties successives :

- *Col (ou pièce connective)* : zone de rétrécissement cytoplasmique très courte, qui unit la tête et la queue ;
- *Queue* : divisée structurellement en une *pièce intermédiaire* (partie la plus épaisse et siège de la gaine mitochondriale qui fournit l'énergie pour la mobilité), une *pièce principale* (la plus longue) et une *pièce terminale* (pourvue uniquement du filament axial). La flagelle est parcourue sur toute sa longueur par *l'axonème* (assemblage de microtubules protégé par une gaine fibreuse).

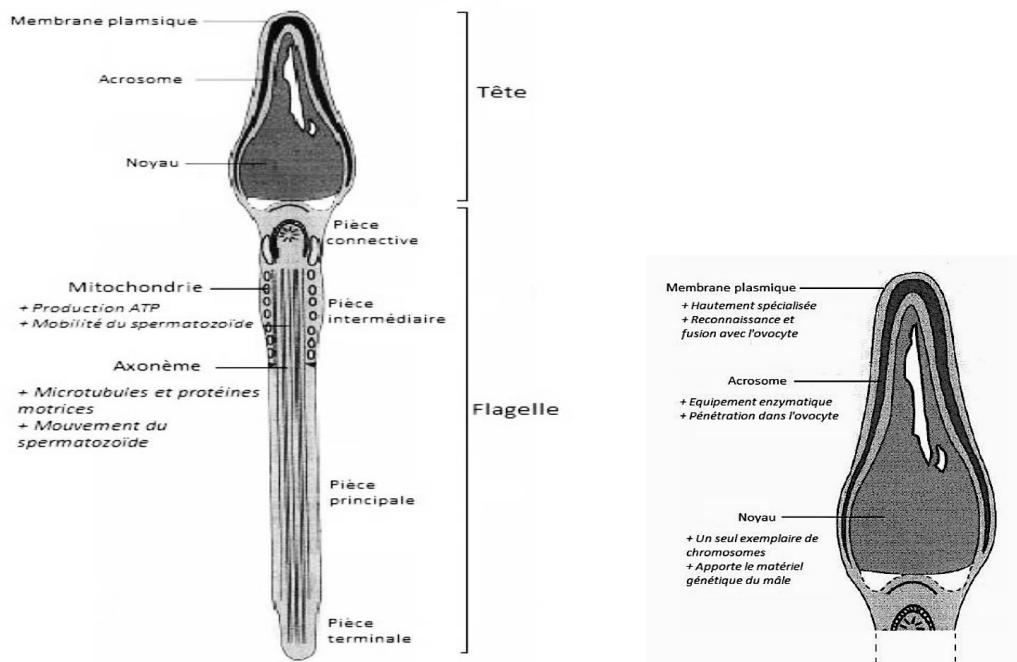


Figure 16. Schéma d'un spermatozoïde de taureau (Dadoune, 2001) (à gauche)

Figure 17. Organisation interne de la tête du spermatozoïde (Dadoune, 2001) (à droite)

1.1.2. Étapes de la spermatogenèse

La spermatogenèse est le processus de multiplication et de différenciation de cellules germinales (spermatogonies souches) aboutissant à la formation de spermatozoïdes. Ce phénomène permet la production d'en moyenne 140 spermatozoïdes/seconde/g de parenchyme testiculaire. La spermatogenèse se résume en 3 étapes successives (mitose, méiose et spermogénèse) (figures 18 et 19) :

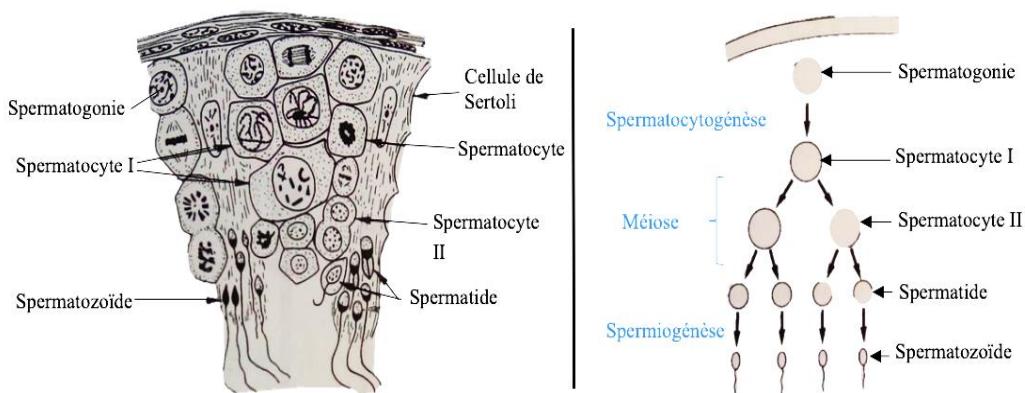


Figure 18. Représentation schématique de la spermatogenèse (Ball et al, 2004)

- a. **Spermatocytogénèse** : dans la membrane basale des tubes séminifères, les cellules germinales s'engagent dans un cycle de divisions MITOTIQUES aboutissant à la formation de

spermatogonies puis en spermatocytes I diploïdes. Les spermatocytes I traversent ensuite la barrière hémato-testiculaire et se retrouvent au sein de l'épithélium des tubes séminifères ;

- b. **Méiose** : les spermatocytes I entrent ensuite en 1^{ère} division de méiose pour former des spermatocytes II haploïdes (figure 18), résultant d'une division par 2 le nombre de chromosomes cellulaires, et qui vont former à la suite de la 2^{ème} division de méiose des spermatides (n chrs).
- c. **Spermiogénèse** (modification morphologique) : étape de différenciation des spermatides en jeunes spermatozoïdes. Elle comprend la formation de l'acrosome, l'elongation de la cellule, la formation du flagelle et la condensation de la chromatine nucléaire.

La spermiogénèse (figure 20) comporte les modifications suivantes :

Modifications nucléaires :

- Allongement du noyau
 - Modification de la chromatine
 - Condensation de l'ADN
- Transformation cytoplasmique :
- Formation de l'acrosome à partir de l'appareil de golgi
 - Formation des centrioles ; distale et proximale (origine des fibres de la flagelle)
 - Formation du flagelle à partir du centriole distale
 - Formation de la pièce intermédiaire (spirale de mitochondrie)
 - Le reste du cytoplasme est éliminé vers la fin sous forme d'une goutte qui s'écoule le long du flagelle et qui se fragmentera.

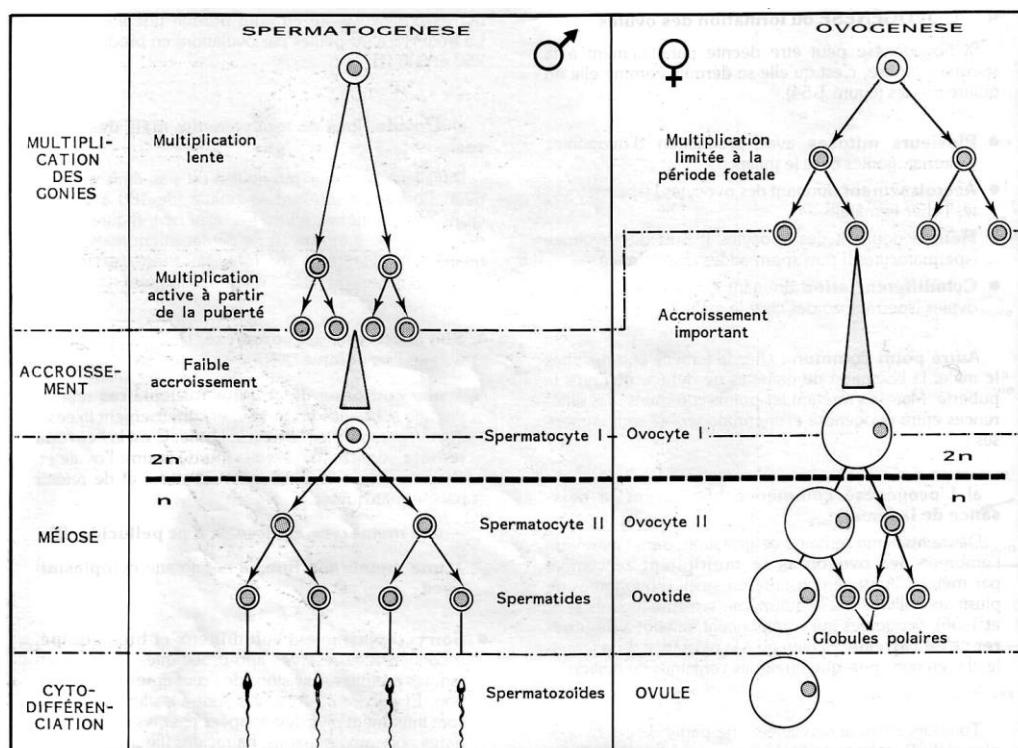


Figure 19. Comparaison ovogenèse-spermatogenèse (Soltner, 2001)

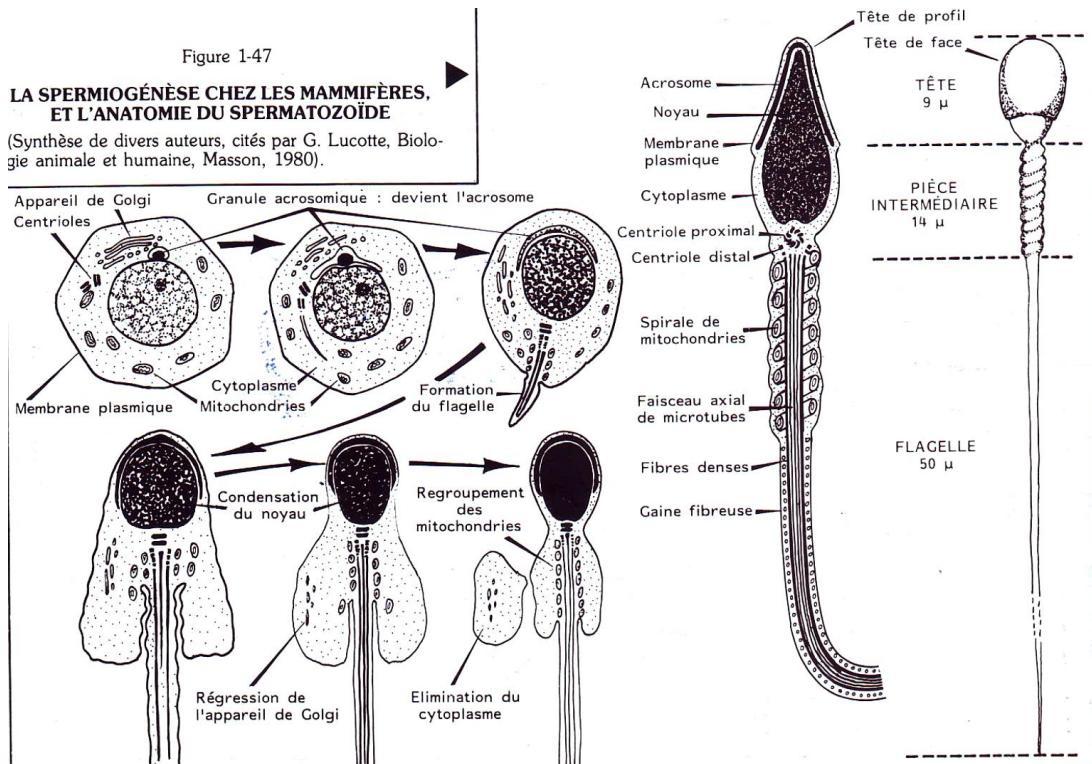


Figure 20. Cytodifférenciation spermatique (Soltner, 2001)

La durée de la spermatogenèse est variable selon les espèces (tableau 1) :

Tableau 1. Durée de la spermatogenèse chez quelques espèces (Soltner, 2001)

| Espèce | Durée en jours |
|---------|----------------|
| Homme | 74 |
| Taureau | 61 |
| Bélier | 49 |
| Verrat | 50 |
| Lapin | 44 |
| Étalon | 49 |

1.1.3. Finalisation de la spermatogenèse

1.1.3.1. Maturation finale

La spermiation correspond au phénomène de séparation entre la spermatide différenciée et la cellule de Sertoli ce qui aboutit à la formation d'un spermatozoïde libre immature (jeune) dans la lumière du tube séminifère. Cette étape est caractérisée par la perte d'une partie du cytoplasme du spermatozoïde, phagocyté par la cellule de Sertoli.

Après sa formation, le spermatozoïde est transporté par péristaltisme le long de l'épididyme où il subit une maturation lui permettant d'acquérir son pouvoir fécondant. Des modifications à la fois morphologiques, essentiellement par déshydratation, et métaboliques permettent une augmentation de

la motilité. Cette maturation est sous dépendance hormonale des androgènes et dure en moyenne 7 jours mais peut être réduite de 10 à 20 % en cas d'augmentation de la fréquence des éjaculations.

Les spermatozoïdes sont ensuite stockés dans la queue de l'épididyme et les ampoules déférentielles.

1.1.3.2. Composition du sperme

Le sperme est composé d'une partie cellulaire « spermatozoïdes » et d'une partie liquidienne « plasma séminal ». Ce dernier est constitué majoritairement par les sécrétions des cellules de Sertoli et des glandes annexes. Il contient principalement du fructose, des hormones stéroïdes et des protéines et possède un pH variant de 6,4 à 7,8, il joue à la fois un rôle de milieu de transport, nutrition et protection des spermatozoïdes.

Le volume de l'éjaculat chez le taureau est en moyenne de 5-6 ml mais, il existe une variation individuelle importante (de 1-15 ml). De même, sa concentration moyenne en spermatozoïdes est de 1,2 milliards/ml mais elle possède une fourchette de variation entre 0,5-2,5 milliards/ml. Elle tend notamment à augmenter avec l'âge du taureau, jusqu'à 72 mois environ et à diminuer avec la fréquence des éjaculations. De nombreux facteurs environnementaux et génétiques sont responsables eux aussi de variations dans cette composition.

1.1.3.3. Régulation hormonale de la spermatogenèse

La production hormonale est essentielle à la spermatogenèse et donc à la fertilité du taureau. Néanmoins, l'âge, la nutrition et le stress sont aussi des facteurs de variations essentiels à prendre en compte lors d'un défaut de spermatogenèse chez le taureau.

La spermatogenèse s'organise, tout comme chez les femelles, autour de l'axe hypothalamus-hypophyse-gonades : la synthèse de LH et FSH par l'adénohypophyse (antéhypophyse) est sous le contrôle de la GnRH, synthétisée de manière pulsatile par l'hypothalamus (figure 21) :

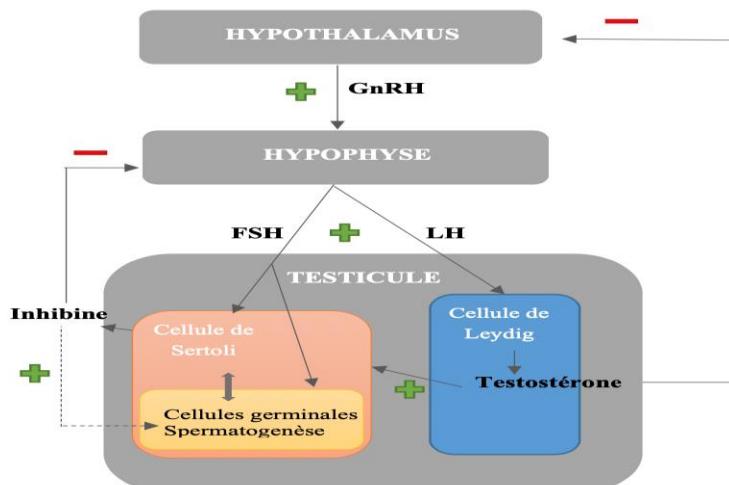


Figure 21. Schéma récapitulatif simplifié de la régulation hormonale de la spermatogenèse

La Testostérone produite par les cellules de Leydig sous stimulation de la LH est essentielle à la spermatogenèse, son action est contrôlée par les cellules de Sertoli. Elle permet notamment :

- Le maintien du nombre basal de spermatogonies ;
- Assure la survie des spermatocytes ;
- L'entrée en méiose ;
- L'intégrité de la barrière hémato-testiculaire ;

De plus, la testostérone assure le développement des glandes sexuelles accessoires, stimule l'apparition des caractères sexuels secondaires et le comportement sexuel du mâle. Enfin, elle exerce un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire (figure 21).

La FSH (folliculo-stimulating-hormone) : a une action directe sur les cellules germinales et les cellules de Sertoli. Elle permet :

- L'initiation de la spermatogenèse ;
- Chez l'adulte, le maintien d'une quantité suffisante de cellules germinales produites ;
- D'augmenter le nombre de spermatogonies et jouerait un rôle dans leur entrée en méiose ;

Les cellules de Sertoli secrètent de l'inhibine (figure 21) qui exerce un rétrocontrôle négatif sur la synthèse de FSH. Elles produisent et secrètent deux glycoprotéines dans la lumière des tubules qui agissent sur la différenciation et la maturation des spermatozoïdes. Cette synthèse est régulée par la FSH et elle permet, combinée à la testostérone, de maintenir une haute concentration d'androgènes dans le tube séminifère, ce qui facilite le développement et la maturation des cellules lors de la spermatogenèse.

1.2. Mécanisme de libération et dépôt du sperme

La fonction sexuelle mâle se décompose en deux parties ; l'érection et l'éjaculation. La première se définit par la rigidité du pénis et la deuxième, par la succession de deux événements distincts : l'émission et l'éjaculation proprement dite.

1.2.1. Érection

Les mécanismes permettant d'expliquer l'érection sont une dilatation des artères du pénis associée à une diminution du débit veineux, l'ensemble étant à l'origine d'une augmentation de la quantité de sang arrivant dans les corps caverneux et spongieux du pénis. La contraction des muscles bulbo et ischio-caverneux présents autour du bulbe du pénis participerait également à l'érection en comprimant la base du pénis et en complétant le blocage du retour veineux. Enfin, la relaxation des muscles lisses est à l'origine d'une diminution de la résistance et une augmentation du flux artériel.

L'érection chez le taureau n'accroît que faiblement le diamètre et la longueur du pénis. Elle est permise par l'effacement du pénien grâce au relâchement des muscles rétracteurs du pénis. L'émission

correspond à la propulsion des spermatozoïdes vers le canal éjaculateur et à l'accumulation des produits de la sécrétion des glandes sexuelles dans l'urètre proximal. Elle est provoquée par la contraction séquentielle de la queue de l'épididyme et du canal déférent, la contraction des vésicules séminales et de la prostate ; le col vésical de la vessie étant alors fermé pour éviter le reflux du sperme à l'intérieur de la vessie.

1.2.2. Éjaculation

L'éjaculation correspond à l'expulsion puissante dans les voies génitales de la femelle et discontinue du contenu de l'urètre proximal sous l'effet de la contraction rythmique des muscles striés périnéaux, combinée à celle des muscles lisses de l'urètre et du tractus génital mâle. Les contractions sont de type tonique, non péristaltiques. Les contractions des muscles autour du bulbe du pénis et du muscle rétracteur de l'anus participent également à l'expulsion du sperme. Les différentes parties du tractus génital mâle ne se contractent pas simultanément mais de façon successive. L'éjaculation est stimulée par les nerfs sensitifs situés au niveau du gland.

1.3. Qualité de sperme

1.3.1. Examen du sperme

L'évaluation de la fertilité du taureau repose sur l'analyse au laboratoire du sperme. Le sperme peut être récolté avec un vagin artificiel ou par électro éjaculateur.

1.3.1.1. Examen macroscopique

L'examen macroscopique se réalise immédiatement après la récolte. C'est un examen visuel subjectif qui permet d'évaluer l'aspect général et le volume du sperme. A l'observation, la couleur du sperme doit être de blanc crémeux à jaunâtre. Toute coloration rouge à marron est anormale et doit faire suspecter la présence de sang ou d'hémoglobine. De même, toute couleur grisâtre peut être le témoin de la présence de pus. L'opacité doit aussi être évaluée, elle est corrélée d'une part à la concentration en spermatozoïdes et d'autre part à la présence d'éléments étrangers (pus ou sang).

1.3.1.2. Examen microscopique

L'examen microscopique du sperme regroupe l'évaluation de différents paramètres (tableaux 1 et 2). La motilité et la morphologie des spermatozoïdes en particulier, font partie des indicateurs les plus importants pour prédire la fertilité d'un taureau :

- a) **La concentration** : évaluée par comptage direct des spermatozoïdes à l'aide d'une cellule hématimétrique ou par mesure au spectrophotomètre. En monte naturelle, une concentration minimale de 300 000 spermatozoïdes/ml est nécessaire pour considérer le taureau comme fertile.

- b)** La motilité massale : examen qualitatif le plus rapide et le plus informatif. Il s'agit d'une observation au microscope à faible grossissement (x40) d'une goutte de sperme frais déposée sur une lame maintenue à une température de 37°C. Elle évalue le mouvement de l'ensemble des spermatozoïdes. L'échelle de notation varie de 0 à 5 en fonction des mouvements, l'objectif étant d'obtenir une note supérieure ou égale à 3 (tableau 2).

Tableau 2. Grille de notation de la motilité massale (Manciaux et Chambon, 2011).

| Note | Caractérisation des mouvements |
|------|--------------------------------|
| 0 | Absence totale de mouvement |
| 1 | Mouvements légers |
| 2 | Mouvements nets sans vagues |
| 3 | Début de vagues |
| 4 | Vagues très nettes |
| 5 | Tourbillons |

- c)** La motilité individuelle ou progressive : pour évaluer la motilité individuelle, le sperme est dilué entre 10 et 40 fois dans une solution tampon. Contrairement à la motilité massale, l'observation microscopique doit se faire avec un grossissement d'au moins (x400). La motilité progressive correspond au % de spermatozoïdes doués d'une motilité propre et traçante c'est-à-dire ayant une trajectoire rectiligne et un déplacement rapide. L'objectif pour un sperme fertile est une motilité progressive d'au moins 30 %.
- d)** Le pourcentage de spermatozoïdes morts : l'évaluation de ce paramètre nécessite une coloration comme par exemple l'utilisation de l'éosine ou la nigrosine. Les spermatozoïdes morts perdent leur intégrité membranaire et de ce fait fixent le colorant dans leur cytoplasme. Ceci permet de les différencier et de pouvoir les compter. L'objectif est d'avoir moins de 25% de spermatozoïdes morts dans l'échantillon de sperme analysé.
- e)** La morphologie des spermatozoïdes : évaluée par observation microscopique à l'immersion d'un sperme préalablement coloré. Elle doit être réalisée sur au moins 100 spermatozoïdes voire plus de 300 si plusieurs malformations sont identifiées. Les malformations morphologiques sont classées par site (tête, queue, pièce intermédiaire, acrosome), par origine (primaire : testicules, secondaires : épидidyme, tertiaire : glandes accessoires ou post éjaculation) et aussi selon leur impact sur la fertilité du taureau (figure 22) :

La tête du spermatozoïde : contient le matériel génétique et les effecteurs de capacitation. Toute condensation anormale de la chromatine ou conformation anormale du noyau entraîne une diminution significative de la fertilité. La malformation la plus courante est la tête piriforme, elle est responsable d'une diminution de la fertilité par diminution de la surface totale de la tête.

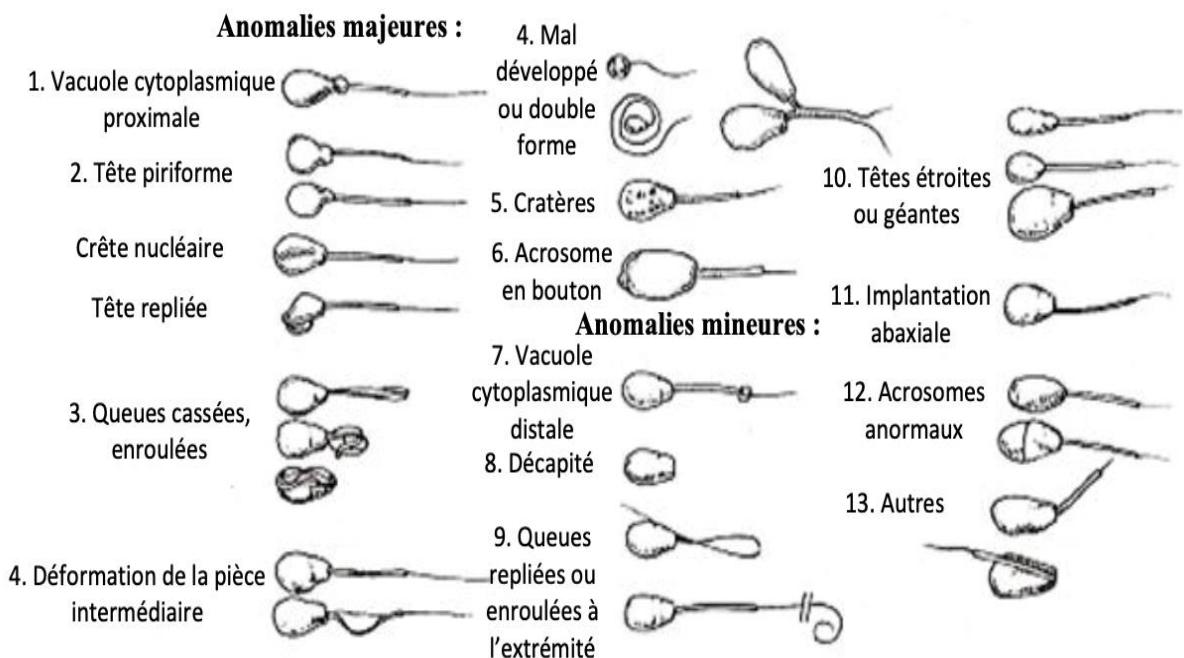


Figure 22. Classification des anomalies morphologiques majeurs et mineurs des spermatozoïdes (Dumont, 1997)

La présence de vacuoles cytoplasmiques distales n'a généralement pas trop de conséquences sur la fertilité. Cependant, elles peuvent être le témoin d'un défaut fonctionnel de l'épididyme ou d'une surutilisation d'un jeune taureau si elles sont présentes en grande quantité. Les vacuoles proximales, dont la présence est normale dans l'éjaculat d'un taureau pré-pubère, ont un impact plus important sur la fertilité, témoin cette fois d'un défaut de spermatogenèse ;

Les malformations morphologiques au niveau de la pièce intermédiaire et de la queue sont généralement dues à un défaut lors de la spermatogenèse. Elles sont responsables d'un défaut de motilité donc généralement associées à une sub-fertilité lors de pourcentage élevés. Leur impact sur la fertilité du taureau est néanmoins nettement inférieur à celui des malformations de la tête.

La fertilité diminue significativement quand il y a plus de 30% de spermatozoïdes de morphologie anormales ou plus de 20 % de malformations de la tête. De plus, les spermatozoïdes des jeunes taureaux ont plus de malformations morphologiques que ceux des taureaux plus âgés, la prévalence diminuant avec l'âge. Il est donc parfois nécessaire de réévaluer ces taureaux.

Tableau 3. Objectifs des différentes caractéristiques du sperme de taureau (Manciaux et Chambon, 2011).

| Caractéristiques | Objectifs |
|-------------------------------------|--|
| Volume | 5 à 8 ml |
| Concentration | $0,8 \times 10^9$ à 2×10^9 / ml |
| Motilité massale (0 à 5) | > 3 |
| Motilité progressive | 40 à 80 % |
| % des spermatozoïdes morts | < 25 % |
| % des spermatozoïdes avec anomalies | < 10 % |

2. Ovulation et formation du corps jaune

L'ovaire par sa fonction exocrine réunit « ovogenèse et folliculogenèse » : l'ovocyte émit au moment de l'ovulation se développe au sein du follicule. Au cours d'un cycle ovarien, le follicule qui va atteindre son plein développement provient d'un groupe de 400 à 500 follicules qui ont débuté leur croissance trois cycles plus tôt, et différenciés leur thèque interne puis leur antrum, respectivement 80 et 60 jours auparavant (phases de sélection et recrutement). Ce groupe sélectionné voit son effectif diminuer progressivement par atrésie pour être réduite dans les jours précédant l'ovulation à un seul follicule dominant (mûr ou de De Graaf).

La fonction endocrine de l'ovaire correspond à la sécrétion de 3 hormones stéroïdiennes :

Œstrogènes (œstradiol notamment) : les œstrogènes sont sécrétées abondement par la granulosa de la thèque interne du follicule de De-Graaf, puis faiblement par la thèque externe du corps jaune. Elles proviennent aussi des thèques internes de tous les autres follicules qui s'atréssent. La sécrétion d'œstradiol est pulsatile sous action de la LH ;

Progestérone : uniquement sécrétée par le corps jaune, et n'apparaît par conséquent que s'il y a eu ovulation et après l'ovulation. Sa sécrétion est également pulsatile sous l'action de la LH.

Androgènes : sécrétés par la thèque interne des follicules, et par les cellules de Berger du hile de l'ovaire qui ressemblent beaucoup aux cellules de Leydig des testicules. Les androgènes sont convertis en œstrogènes ;

2.1. Folliculo-ovogenèse et formations ovariennes

2.1.1. Ovogenèse

L'ovogenèse est l'ensemble des phénomènes qui concourent à la formation d'un ovocyte fécondable. Au cours de la vie embryonnaire, les cellules germinales nommées ovogonies, prolifèrent par divisions mitotiques. Chaque ovogone s'entoure d'une couche de cellules folliculaires, grandit légèrement et entre en division de méiose à partir du 75^{ème} jour de gestation. Néanmoins cette division, incomplète, s'arrête en prophase I, formant ainsi un ovocyte primaire. À la naissance, la réserve d'ovocytes I est donc constituée, on l'estime à 200 000 en espèce bovine. Ils resteront bloqués jusqu'à

l'ovulation lors de laquelle ils réaliseront la fin de leur division de méiose pour donner ovocyte II et son premier globule polaire (GP1).

Comme la spermatogenèse, l'ovogenèse se déroule en 4 phases (figure 19) :

- 1) Phase de multiplication (division mitotique) : les cellules germinales diploïdes, se multiplient par mitose normale pour produire des ovogonies à 2n chrs ;
- 2) Phase d'accroissement : caractérisée par le doublement de la quantité d'ADN contenue dans le noyau des ovogonies. Ainsi, ils se forment les ovocytes I (2n). Jusqu'à ce stade ces ovocytes restent bloqués jusqu'à l'ovulation ;
- 3) Phase de réduction chromatique (division méiotique) : au cours de l'initiation à l'ovulation, l'ovocyte I se réveil et se divise en ovocyte II (n chrs) avec libération dans l'espace périvitellin de son premier globule polaire (GP1) 8 à 9 heures après le pic ovulatoire de LH ;
- 4) Phase de maturation : en cas de fusion des gamètes (fécondation), l'ovocyte II formé se divise une nouvelle fois pour former 2 nouvelles cellules à n chromosomes, ootidie et GP2, le GP1 est encore présent.

2.1.2. Folliculogenèse

La folliculogenèse est le processus qui permet, à partir d'un follicule primaire, la croissance et la différenciation de l'ovocyte et des cellules folliculaires. La croissance folliculaire est un phénomène continu au cours de la vie de l'individu et représente une série de modifications morphologiques et moléculaires caractérisées par les stades suivants (figure 23) :

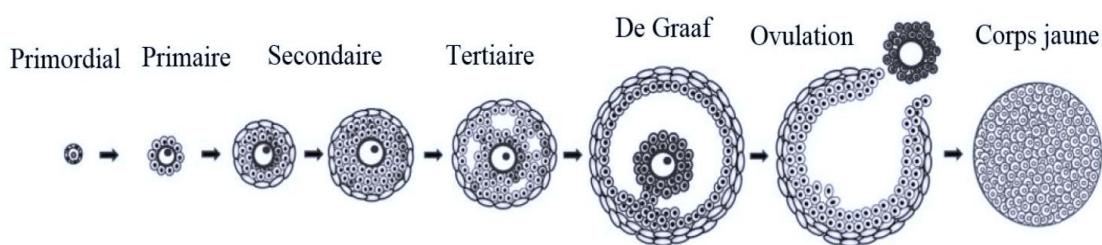


Figure 23. Stades de développement folliculaire (Edson et al, 2009)

2.1.3. Follicule mûr (follicule dominant ou de De-Graaf)

De nombreux follicules tertiaires dégénèrent mais certains évoluent en follicules de De-Graaf. En général, un seul par œstrus chez la vache. Ces follicules sont caractérisés par une augmentation de volume (par accumulation d'eau sous l'effet des œstrogènes), un amincissement de la thèque externe et une régression de la vascularisation. En fin de maturation, ils mesurent environ 2 cm de diamètre et vont se rompre pour libérer l'ovocyte I sous l'effet du pic ovulatoire de LH (ovulation).

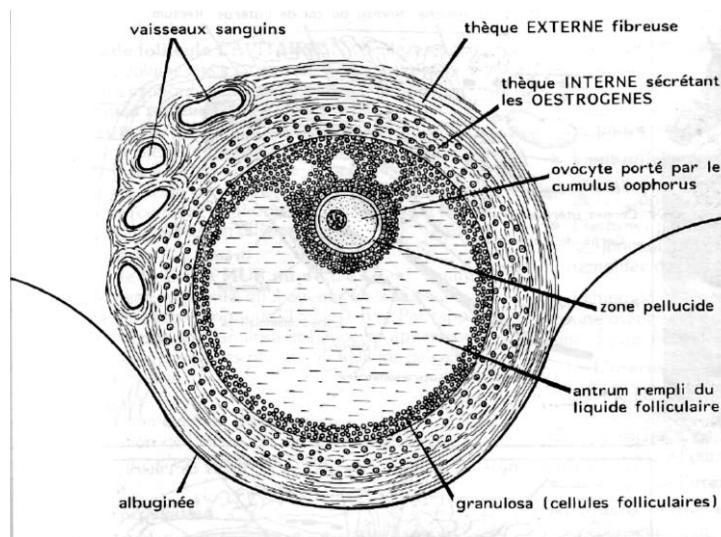


Figure 24. Follicule mûr de De-Graaf (Soltner, 2001)

2.1.4. Corps jaune (corpus luteum)

Après l'ovulation, la cavité folliculaire se remplit de sang, donnant naissance à un corps hémorragique. Le sang se résorbe ensuite et le corps jaune se met en place par prolifération des épithéliocytes folliculaires (cellules granulosa) qui deviennent polyédriques (lutéocytes) et acquièrent des caractères de cellules endocrines. Les lutéocytes sont alors responsables de la synthèse de progestérone. Cette molécule est issue de la transformation du cholestérol sanguin. Cependant, au cours de la gestation, chez la plupart des espèces, le placenta est également capable de produire de la progestérone et de prendre le relais du corps jaune. Chez la vache, l'origine de la progestérone est double (corps jaune et placenta). L'avenir du corps jaune nouvellement formé diffère selon deux cas :

- Si la vache n'est pas gestante, le corps jaune est qualifié de « corps jaune périodique ou cyclique » ou aussi « corps jaune progestatif ». Il régresse à partir du 17^{ème} jour du cycle puis dégénère en tissu conjonctif pour former une cicatrice nommée corpus albicans. Il persiste cependant dans les premiers jours du cycle suivant car son involution est lente ;
- Si la vache est gestante, le corps jaune est qualifié de « corps jaune de gestation ». Il persiste, reste actif et produit de la progestérone permettant de préparer et de maintenir l'implantation de l'ovocyte fécondé dans la paroi utérine.

Le corps jaune produit aussi l'inhibine, l'ocytocine en fin de la phase lutéale cyclique et la relaxine en fin de gestation. Histologiquement, il est constitué de 2 types de cellules stéroïdogènes :

- Dans la couche interne : les grandes cellules (20-40 µm de diamètre) qui sont issues de la granulosa secrètent la progestérone qui prépare à la gestation ;

- Dans la couche externe : les petites cellules (moins de 20 µm de diamètre) provenant de la thèque interne, continuent à sécréter de moindres quantités d'œstradiol ;

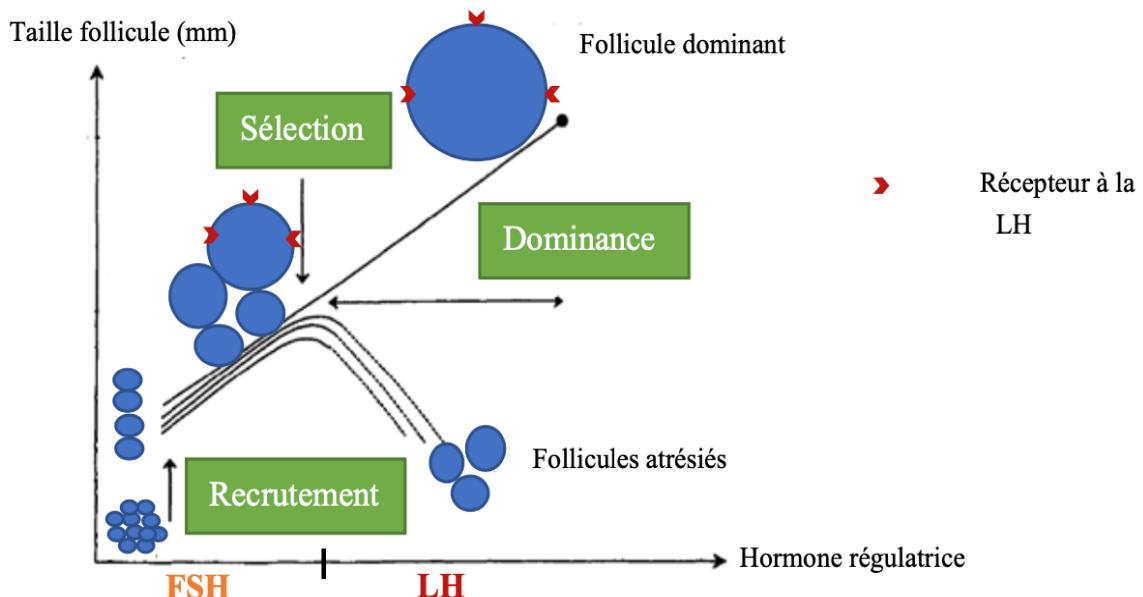


Figure 25. Représentation schématique de la croissance folliculaire terminale (Driancourt, 2001)

2.1.5. Ovocyte

Une grosse cellule (100-160 microns de diamètre selon les espèces), immobile, dépourvue de tout moyen de déplacement mais adaptée à son rôle qui est la fusion avec le spermatozoïde et les premières divisions de l'œuf. L'ovocyte est constitué de (figure 26) :

- *Corona radiata* : couronne de cellules folliculaires réunies par une substance visqueuse, et curieusement fixée à l'ovule par des pieds de cytoplasme. Cette substance permet à la fois de nourrir l'ovule et au moment de la fécondation d'attirer et de retenir les spermatozoïdes ;
- *Zone pellucide* : membrane épaisse composée de fibres-muco-poly-saccharidiques et présentant une barrière naturelle et jouant un rôle important dans la fécondation. Elle persiste jusqu'au stade embryonnaire blastocyste en jouant plusieurs rôles ;
- *Membrane cytoplasmique* : interne et externe ;
- *Cytoplasme* : volumineux, il contient des réserves lipo-protidiques qui permettent les premières divisions de l'œuf après la fécondation, tout l'équipement cellulaire nécessaire à la synthèse des protéines, en particulier l'appareil de Golgi. L'une des fonctions de cet appareil cellulaire est d'élaborer et de mettre dans les granules corticaux, des substances enzymatiques qui rend la zone pellucide imperméable et par conséquent, empêchant la polyspermie.

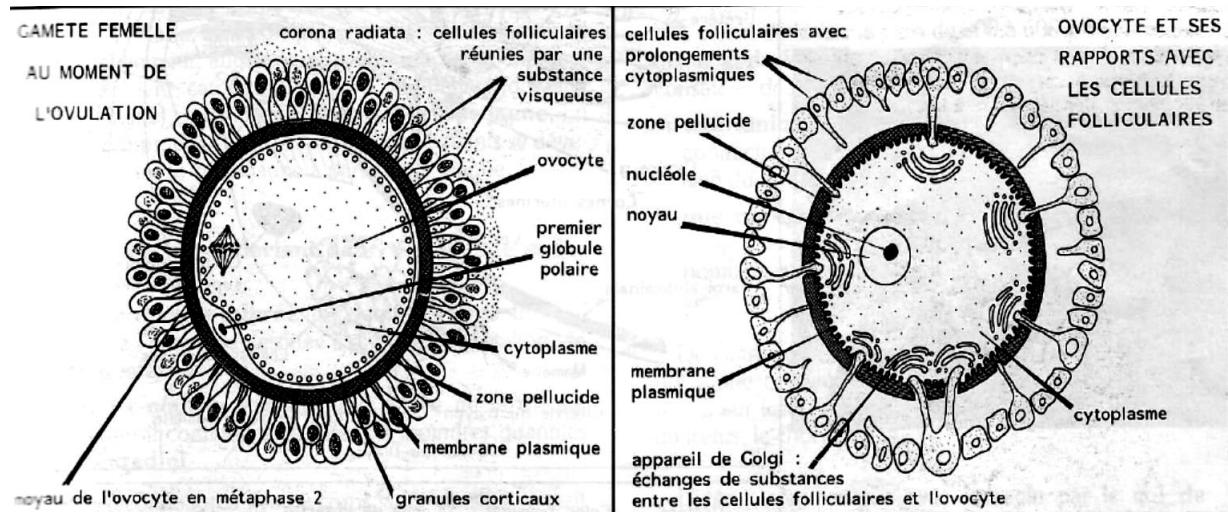


Figure 26. À droite, les relations entre l'ovocyte et les cellules folliculaires. À gauche, aspect de l'ovocyte II entouré de corona radiata (Soltner, 2001)

2.2. Recrutement, sélection et dominance des follicules

La croissance folliculaire terminale se réalise par vague folliculaire (figure 25). Chaque vague peut être divisée en 3 temps : recrutement, sélection et dominance :

Le recrutement : l'émergence d'une vague folliculaire est caractérisée par la croissance soudaine d'environ 8 à 41 follicules préalablement recrutés. Pour être recrutés, les follicules doivent être GnRH-dépendants et avoir un diamètre supérieur ou égal à 2 mm. Il s'agit d'un mécanisme aléatoire provoqué par l'augmentation transitoire de la FSH. En effet, un pic de FSH apparaît 12 à 24h avant chaque vague folliculaire. Au cours de cette étape de recrutement et de croissance, qui dure en moyenne 2 jours, les follicules acquièrent la capacité de synthétiser de l'œstradiol ;

La sélection : correspond à l'émergence d'un follicule parmi les follicules recrutés. Ce follicule devient dominant et continue sa croissance alors que les autres follicules de la vague s'atréssent.

Cette sélection est basée sur la capacité de ce seul follicule à synthétiser des récepteurs à la LH. Or cette capacité est directement reliée à la taille du follicule car ils ne peuvent acquérir des récepteurs à la LH que si leur taille devient supérieure à 8,5 mm. Le premier à atteindre cette taille sera alors sélectionné pour être le follicule dominant (figure 25).

L'atrése des autres follicules vient d'une part d'un mécanisme de contrôle endocrinien (diminution de la FSH suite au rétrocontrôle hypophysaire négatif par l'inhibine et l'œstradiol synthétisés en grande quantité par les follicules à partir de 5 mm de diamètre) et d'autre part de composants synthétisés par le follicule dominant pour limiter la croissance des autres par action paracrine.

La dominance : est l'étape de croissance et de maturation du follicule dominant sous l'action de la LH. La présence d'un follicule dominant empêche le recrutement et donc l'apparition d'une nouvelle vague folliculaire.

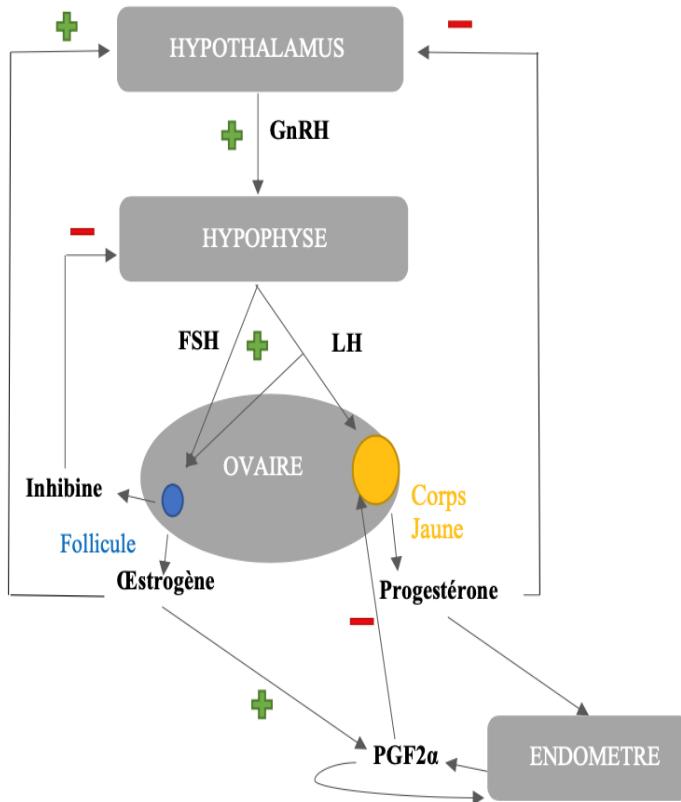


Figure 27. Schéma récapitulatif et simplifié de l'action des hormones primaires de régulation de la reproduction chez la vache

2.3. Ovulation

2.3.1. Mécanisme de l'ovulation

Les œstrogènes synthétisés par le follicule terminal exercent une influence positive sur l'hypophyse qui produit une décharge de FSH et LH (100 x taux LH circulante) (figure 27). L'augmentation de la concentration en œstradiol par les follicules entraîne un pic ovulatoire de LH. Les premiers effets de l'augmentation de FSH et de LH sont une augmentation de la vascularisation de l'ovaire grâce à différents facteurs vasodilatateurs et par conséquent œdème des couches de la thèque externe. Les cellules de la granulosa se détachent de la lame basale et arrêtent de se diviser tandis que le nombre de jonctions serrées les reliant diminue. Le cumulus et la granulosa sécrètent des enzymes protéolytiques qui induisent la dissociation des fibres de collagène présentes dans la thèque, l'albuginée et l'épithélium ovarien au niveau de l'apex folliculaire (point d'ouverture). L'ovulation est donc marquée par l'ouverture du follicule qui disperse son contenu dans le pavillon.

2.3.2. Phase lutéale (lutéogenèse et lutéolyse)

La phase lutéale fait suite à l'ovulation, d'une durée moyenne de 17j chez la vache et la chèvre et 14j chez la brebis. La lutéolyse physiologique (figure 27) apparaît suite à la sécrétion par l'endomètre utérin de la prostaglandine, cette hormone permet d'abaisser le taux de progestérone, et par conséquent la reprise d'un nouveau cycle et d'une nouvelle ovulation. L'inhibition de la lutéolyse fait intervenir l'hormone de la reconnaissance maternelle de gestation (HCG) qui agit sur l'endothélium utérin et inhibe la synthèse de PGF2 α , ce qui permet de maintenir le corps jaune et donc de la synthèse de progestérone nécessaire à la gestation.

2.4. Régulation Neuro-Endocrinienne (cf. figure 27)

2.4.1. Développement folliculaire

La folliculogenèse basale est la phase non gonado-dépendante, elle concerne la croissance d'un groupe de follicules primordiaux (follicules sans antrum et follicules à antrum inférieur à 3-4mm de diamètre). Elle est contrôlée par de nombreux facteurs de croissance d'origine ovocytaire, et somatique. C'est au cours de cette phase que s'effectue l'essentiel de la croissance de l'ovocyte, à partir d'un diamètre initial de 20 à 30 microns, et que l'ovocyte acquiert la compétence méiotique, c'est-à-dire la capacité à reprendre la méiose quand il est extrait de son follicule.

La folliculogenèse terminale (cyclique ou périodique), correspond à la maturation de l'ovocyte et la différenciation des cellules de la granulosa. Cette phase est strictement dépendante de la présence de FSH et, pour les stades terminaux de maturation du follicule pré-ovulatoire, de la présence de LH. La taille folliculaire à laquelle apparaît la dépendance aux gonadotrophines est de 3 mm chez la vache.

Plusieurs autres facteurs d'origine locale ou endocrine (facteurs de croissance, matrice extracellulaire, protéases, stéroïdes), agissent en synergie avec les gonadotrophines pour réguler le déroulement de la folliculogenèse.

2.4.2. Ovulation

La LH (hormone lutéinisante) est principalement connue pour son action déterminante dans l'ovulation (pic pré-ovulatoire) :

Le taux basal de LH est impliqué dans le phénomène de reprise de la méiose ovocytaire. Il est d'abord indispensable pendant la phase de croissance folliculaire du cycle afin d'assurer la viabilité de l'ovocyte, en effet tant durant la phase lutéale terminale que pendant la phase de croissance folliculaire, la LH à des taux modérés, et la FSH à des taux plus élevés, permettent la croissance folliculaire et la maturation ovocytaire. Le taux basal de progestérone associé aux œstrogènes présents en phase pro-

œstrale entraîne le pic de gonadotrophines nécessaire à déclencher la cascade d'événements menant à l'ovulation.

L'inhibine participe aussi à la régulation de l'ovulation en assurant, à l'inverse des œstrogènes du follicule mûr, une régulation négative sur l'axe hypothalamo-hypophysaire. Cette balance entre les différentes hormones circulantes pondère le mécanisme de l'ovulation en évitant le phénomène de superovulation.

2.4.3. Fonction lutéale

L'initiation de la chronologie de la lutéolyse pendant le cycle est assuré par les œstrogènes synthétisés par le follicule dominant et l'ocytocine lutéale. Par ailleurs, s'il y a eu fécondation trois grands facteurs contrôlent la transformation du corps jaune cyclique en corps jaune gestatif :

- Hypophyse : sécrétion des hormones lutéotropes (LH et prolactine) (+) ;
- Utérus : sécrétion d'une substance lutéolytique (la prostaglandine = F2 α ou PGF2 α) (-)
- Embryon : sécrétion d'une trophoblastine (HCG) et inhibition de la régression du corps jaune (+).

C'est l'œstradiol ovarien qui stimule la sécrétion de prostaglandine par l'endomètre utérin et son action est facilitée par l'influence de la progestérone et de l'ocytocine sécrétées par le corps jaune. Lorsqu'un embryon est présent, ses sécrétions provoquent un blocage de l'activité lutéolytique de la prostaglandine utérine et le corps jaune est maintenu jusqu'à la fin de la gestation, chez la vache et devient gestatif.

1. Fécondation

La fécondation comporte les étapes suivantes : rapprochement des gamètes, pénétration du gamète mâle, et fusion des noyaux mâle et femelle (caryogamie).

Le caryotype des mammifères d'élevage est « $2n$ chromosomes », c'est-à-dire que le noyau de la cellule possède par paire chacun des n chromosomes. « n » étant le nombre de chromosomes caractéristique de chaque espèce : 38 chez le porc domestique, 46 chez l'homme, 54 chez le mouton, 60 chez le taureau et la chèvre, 64 chez le cheval. Les chromosomes chez les différentes espèces d'oiseaux sont de type XX pour le mâle et XY pour la femelle (hétérozygote), contrairement que chez les mammifères. Le nombre de chromosomes chez les oiseaux est génétiquement très élevé et peut atteindre une centaine (100), la poule domestique en possède 78 (Popescu, 1991).

1.1. Dépôt du sperme et remontée des spermatozoïdes

Pendant l'accouplement du taureau, en moyenne un éjaculat produit environ cinq milliards de spermatozoïdes, le taureau produit 5 à 8 ml. En insémination artificielle, le sperme dilué contient en moyenne 1 milliard de spermatozoïdes par millilitre. Le dépôt de sperme est effectué à proximité du cervix lors de la saillie ou directement dans l'utérus en avant du col lors d'une insémination artificielle. Le transport des spermatozoïdes dans le tractus génital vers l'ovocyte est régulé et est efficacement contrôlé par un ensemble de filtres physiologiques du tractus génital femelle ; vagin, cervix, endomètre et isthme. Seul un très faible pourcentage de spermatozoïdes sélectionnés atteint l'ampoule, le site de fécondation. Les spermatozoïdes dans ce lieu de stockage sont attachés et stabilisés pendant l'intervalle pré-ovulatoire avec suppression de la motilité et les membranes de surface restent intactes, mais plus tard ils se détachent et acquièrent un autre modèle de motilité nommé « motilité suractivée » du à l'absorption de Calcium.

1.2. Viabilité des gamètes

L'ovulation se situe en général 30h après la décharge ovulante de LH et l'ovocyte reste alors fécondable 22 à 24h chez la vache, 15 à 24h chez la brebis, 24h chez la femme et la jument. La fécondation a lieu dans l'ampoule tubaire, portion la plus dilatée de l'oviducte (figure 11 chapitre 1). Les spermatozoïdes restent féconds 24 à 40 heures dans les voies génitales femelles. La fonction principale des cellules épithéliales de l'oviducte est de maintenir la viabilité des spermatozoïdes, de synchroniser les transports des ovocytes et des spermatozoïdes au sein de l'oviducte et de faciliter la capacitation des spermatozoïdes, la fécondation et le développement embryonnaire précoce (vie libre).

1.3. Capacitation des spermatozoïdes

La longue maturation du spermatozoïde dans l'épididyme avait pour but de protéger au maximum son noyau contre les agressions rencontrées au cours de son trajet par condensation des chromosomes dans le noyau et, par l'acrosome et le revêtement protéique qui recouvrent la tête.

La capacitation aura lieu alors dans l'oviducte, et a pour but d'éliminer le système protecteur au contact des cellules folliculaires entourant l'ovocyte. Elle implique alors des modifications enzymatiques et structurelles à la partie antérieure de l'acrosome et de la membrane de la tête du spermatozoïde. Ceux-ci comprennent :

- Augmentation de la perméabilité de la membrane au calcium,
- Disparition de la protection protéique à la surface du spermatozoïde
- Libération de l'acrosine responsable de la dissolution de la zone pellucide ;
- Dans le cytoplasme de l'ovocyte II, les chromosomes mâles commencent à se décondenser.

1.4. Réaction acrosomiale

La plupart des cellules du cumulus oophorus (figure 26 chapitre 2) entourant l'ovocyte sont souvent rapidement dispersées après leur émission. Le reste du cumulus (corona radiata) peut aussi être traversé par les spermatozoïdes, les cellules étant partiellement disjointes et elles même favorisent le rapprochement des spermatozoïdes (piégeage dans la substance visqueuse).

Les spermatozoïdes parviennent donc à proximité de l'ovocyte (figures 28 et 29) entouré de sa zone pellucide qui contient des sites de reconnaissance constitués de glycoprotéines (ZP1, ZP2 et ZP3) comportant des fractions oligosaccharidiques. Par ailleurs, la membrane plasmique du spermatozoïde contient des protéines spécifiques qui se fixent avec les fractions oligosaccharidiques de la ZP3.

Cette liaison induit la réaction acrosomique (ou acrosomiale) : elle consiste en la fusion progressive de la membrane plasmique et de la membrane acrosomique externe du spermatozoïde, jusqu'à donner des vésicules membranaires. Cette fusion crée des ouvertures permettant la libération du contenu de l'acrosome. La réaction acrosomiale est rapide et ne dure que 10 à 15 minutes, elle est stimulée par l'entrée de Ca^{2+} dans le spermatozoïde.

La liaison du spermatozoïde à la zone pellucide déclenche la réaction acrosomique, qui implique la libération d'enzymes :

- La hyaluronidase qui provoque la décomposition de l'acide hyaluronique, la principale composante de la matrice intercellulaire des cellules de la granulosa entourant l'ovocyte (substance visqueuse) (figures 26 et 29 « a ») ;
- L'acrosine qui digère le revêtement acellulaire autour de l'ovocyte, permet ainsi au spermatozoïde de pénétrer et de se fusionner avec l'ovocyte.

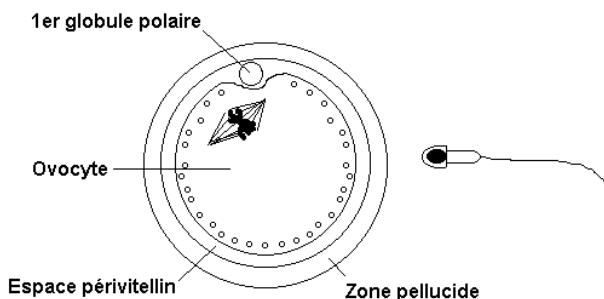


Figure 28 . Arrivée des spermatozoïdes à proximité de la zone pellucide

https://public.iutenligne.net/fondements_GB/bio/sciences_bio/physio/pages/fecond/Pe_ncum.htm

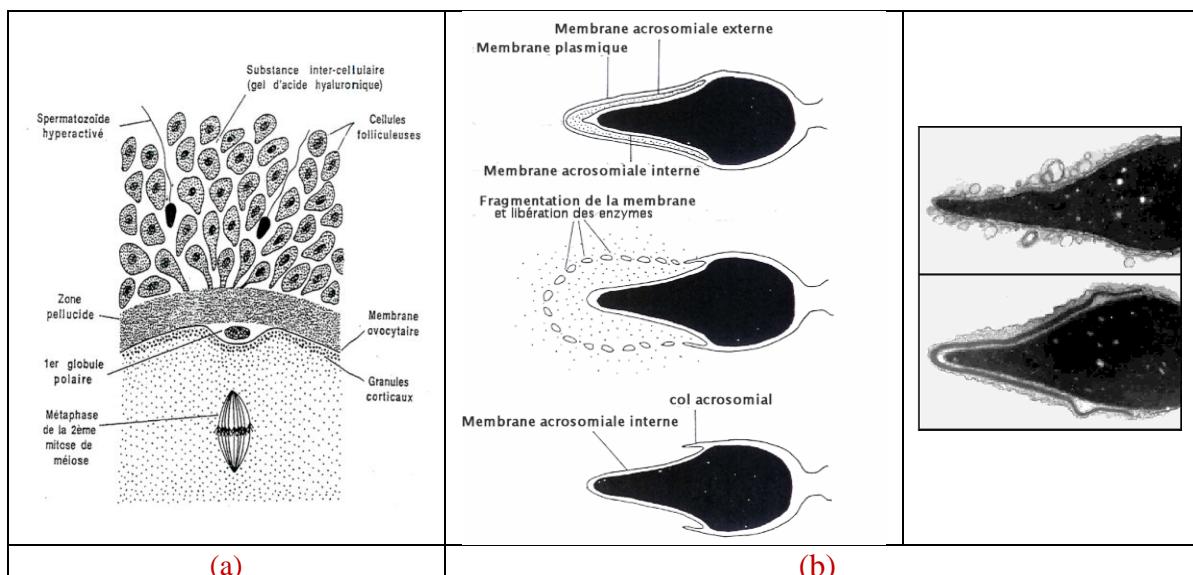


Figure 29 . Rapprochement des gamètes (a) et Réaction acrosomiale (b) ([//biology.plosjournals.org](https://biology.plosjournals.org))

1.5. Monospermie

La zone pellucide, bien étudiée chez la souris, est composée de trois sortes de glycoprotéines appelées ZP1, ZP2 et ZP3. L'assemblage de ces trois glycoprotéines forme la zone pellucide. L'une de ces glycoprotéines, ZP3, est le récepteur du spermatozoïde impliqué dans la fixation de ce dernier à la zone pellucide et est également impliquée dans la réaction acrosomique, probablement parce que la

fixation rend la membrane plasmique des spermatozoïdes perméables aux ions calcium, facilitant ainsi la fusion des membranes plasmique et acrosomique du spermatozoïde.

Immédiatement après la fusion du spermatozoïde et de l'ovocyte se déroule une réaction corticale, au cours de laquelle des granules corticaux de l'ovocyte, organites riches en enzymes, déversent leur contenu enzymatique dans l'espace périvitellin par exocytose. Les enzymes diffusent alors vers la zone pellucide et y modifient les glycoprotéines ZP3, probablement en modifiant spécifiquement les O-oligosaccharides, ce qui les rend incapable de fixer de nouveaux spermatozoïdes. Après la pénétration d'un spermatozoïde, la zone pellucide devient alors impénétrable pour les spermatozoïdes surnuméraires et empêche en effet la polyspermie (figure 30). Ce blocage n'est pas limité à la zone pellucide, il intervient également au niveau de la membrane plasmique de l'ovocyte.

La fécondation réussie conduit à la formation d'un zygote diploïde, le début du développement est maintenu par un environnement nutritionnel adéquat au sein de l'oviducte.

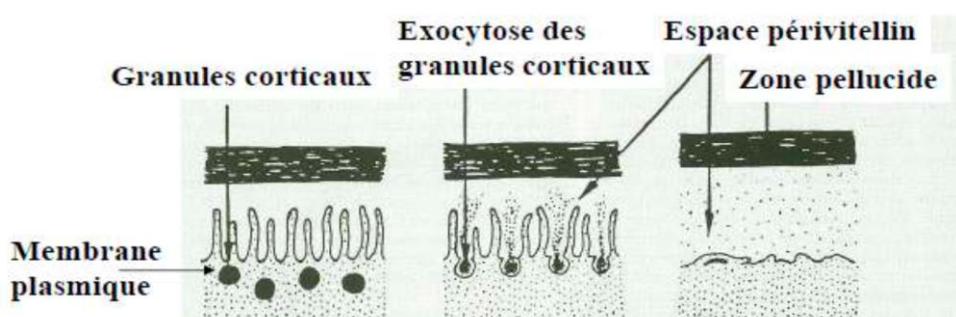


Figure 30. Réaction corticale (exocytose des granules corticaux) (https://myreader.toile-libre.org/uploads/My_5326fdf6175e3.pdf)

1.6. Fusion gamétique et activation de l'ovocyte

Dans l'espace périvitellin, le spermatozoïde s'accoste tangentiellement à l'ovocyte. Les membranes plasmiques des deux cellules fusionnent progressivement, en commençant au niveau du segment équatorial du spermatozoïde. La membrane du spermatozoïde se trouve complètement intégrée dans celle de l'ovocyte (figures 31, 32).

Dans le cytoplasme ovocytaire, les mitochondries du spermatozoïde sont lysées et ses protéines cytosquelettiques sont dépolymérisées et intégrées dans le pool de l'ovocyte. La membrane nucléaire du spermatozoïde se détruit et la chromatine se décondense. Puis, les chromosomes, aussi bien, mâles que femelles s'entourent d'une nouvelle membrane nucléaire pour former les pronucléus. Le pronucléus mâle qui se forme en 10 heures environ, est un peu plus volumineux que le pronucléus femelle qui lui est plus proche des globules polaires. Les pronucléus sont toujours isolés et les chromosomes maternels et paternels restent groupés ensemble. Leur duplication se fera séparément autour

d'un centrosome (MTOC - centre organisateur des microtubules) lors de la désintégration de leurs enveloppes nucléaires. L'ADN mitochondrial du nouvel être est donc un ADN uniquement maternel.

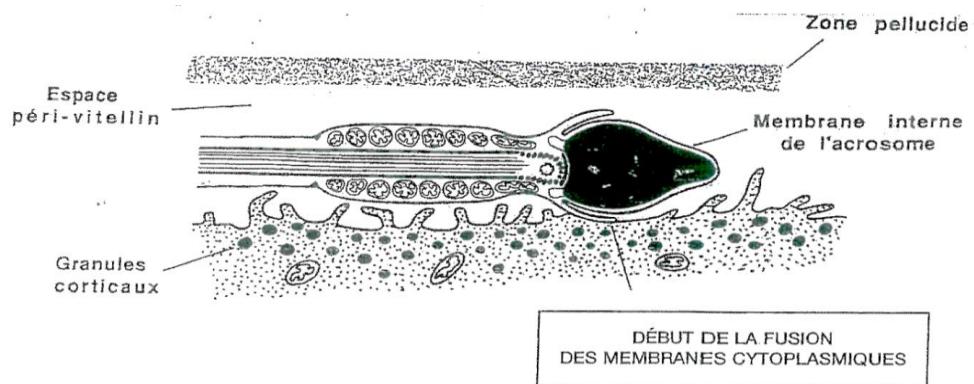


Figure 31. Fusion des membranes cytoplasmiques des gamètes

(<https://masterprepasantemarseille.fr/wp-content/uploads/2018/11/Fecondation-copie-1.pdf>)

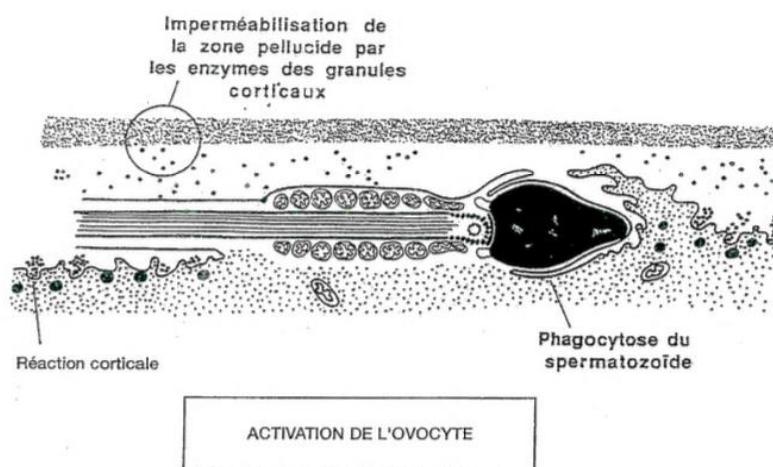


Figure 32. Phagocytose du spermatozoïde et activation de l'ovocyte

(<https://masterprepasantemarseille.fr/wp-content/uploads/2018/11/Fecondation-copie-1.pdf>)

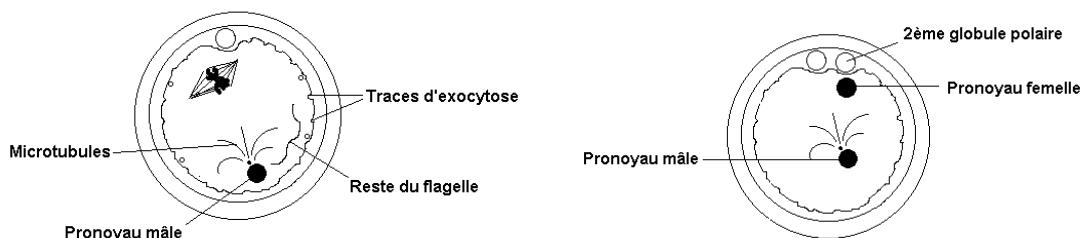


Figure 33. L'ovocyte achève sa méiose

(https://public.iutenligne.net/fondements_GB/bio/sciences_bio/physio/pages/fecond/fecond_Activovo.htm)

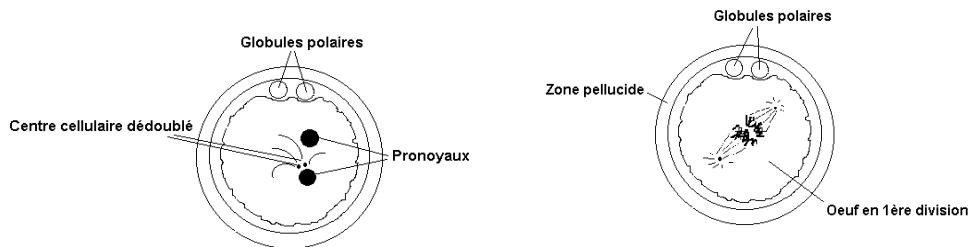


Figure 34. Mise en place des pronoyaux et première mitose du zygote

(https://public.iutenligne.net/fondements_GB/bio/sciences_bio/physio/pages/fecond/fecond/Prepa.htm)

L'entrée du spermatozoïde active la dernière étape de division méiotique de l'ovocyte II haploïde pour devenir ovotide haploïde et libération du GP2. Par conséquent, la duplication des pronucléus conduit à la formation d'un nouveau noyau diploïde (60 chrs), le zygote.

2. Implantation embryonnaire

La durée moyenne de gestation est généralement liée à l'espèce, la race et la taille de la portée, les femelles qui ont des portées multiples ont une durée de gestation plus courte que celles donnant naissance à un seul. La durée de la gestation est une caractéristique raciale (liée à la race) déterminée par le fœtus et son génotype ; le sexe du veau (les gestations des veaux mâles durent 2 à 3 jours de plus) et le nombre de gestation (les primipares vèlent 2 à 3 jours plus tôt que les multipares).

| | | | |
|---------------------|------------------------------|------------------|----------------------|
| Vache : 270-280 j | Brebis et chèvre : 140-159 j | Lapine : 28-32 j | Chamelle : 335-365 j |
| Femme : 273 j | Bison : 270-276 j | Truie : 115 j | Jument : 339-345 j |
| Kangourou : 30-40 j | Lionne : 105-112 j | Ours : 208-240 j | Hamster : 19-20 j |

La gestation se résume en deux principales phases :

- La phase embryonnaire pré-implantatoire : correspond à la période de vie libre de l'embryon qui débute par la fécondation et se termine par l'implantation (nidation).
- La gestation proprement dit (phase placentaire) : maintien de la gestation pendant une période donnée. Cette phase correspond à la période embryonnaire et la période fœtale. La période embryonnaire est classiquement définie comme la période comprise entre la fécondation et la fin de l'organogenèse, soit le 42^{ème} jour de gestation.

2.1. Développement embryonnaire précoce (période de la vie libre et migration tubaire)

2.1.1. Segmentation (clivage)

Après fusion des gamètes, il intervient la phase de clivage, le zygote subit alors une série de divisions mitotiques pour former un amas de cellules sphériques appelées blastomères. Au cours de ce clivage, les blastomères deviennent de plus en plus petits car elles restent emprisonnées dans la zone pellucide et demeurent cependant indépendantes les unes des autres.

Chez la vache, le zygote atteint le stade 2-cellules en 24 heures, 4-cellules en 48 heures et atteint le stade de morula (16-cellules) au 5^{ème} jour de gestation. L'embryon entre dans l'utérus au stade de morula, entre le 4^{ème} et le 6^{ème} jour après la saillie. Les différenciations se poursuivent pour passer du stade morula au stade blastocyste, puis éclosion et début d'allongement puis, accrolement à la muqueuse utérine.

2.1.2. Compaction

Au stade morula, les segmentations se poursuivent et les blastomères emprisonnés par la zone pellucide vont perdre leur contour sphérique, c'est la phase de compaction. Elle se produit au stade 16 cellules chez la brebis et 32 cellules chez la vache, les blastomères ne seront plus dénombrables ou visualisables. C'est également au cours de ce processus qu'apparaissent les premières cellules polarisées, cette polarisation des cellules périphériques de la morula est l'étape morphologique initiale du premier processus de différenciation cellulaire ; ces cellules polarisées sont à l'origine du « trophectoderme ou trophoblaste » et les cellules centrales de la morula non polarisées donneront la masse cellulaire interne dite « embryoblaste ou bouton embryonnaire ».

2.1.3. Blastulation

La blastulation se déroule alors dans la cavité utérine, il se produit le blastocyste avec apparition de la cavité de segmentation appelée « blastocôle » qui sépare les blastomères en internes et externes (figure 35). L'embryon se développe, se polarise et se différencie. De l'extérieur à l'intérieur, il est formé de la zone pellucide amincit, trophoblaste et embryoblaste. La polarisation signifie qu'une partie de la surface des cellules est lisse et l'autre rugueuse. Les blastomères du trophoblaste sont aplatis et bien serrées. Le trophoblaste formera une grande partie du placenta, et l'embryoblaste (bouton embryonnaire) au pôle embryonnaire produira par la suite les tissus de l'embryon (3 feuillets embryonnaires lors de la gastrulation), et les tissus extra-embryonnaires pour une grande part (annexes).

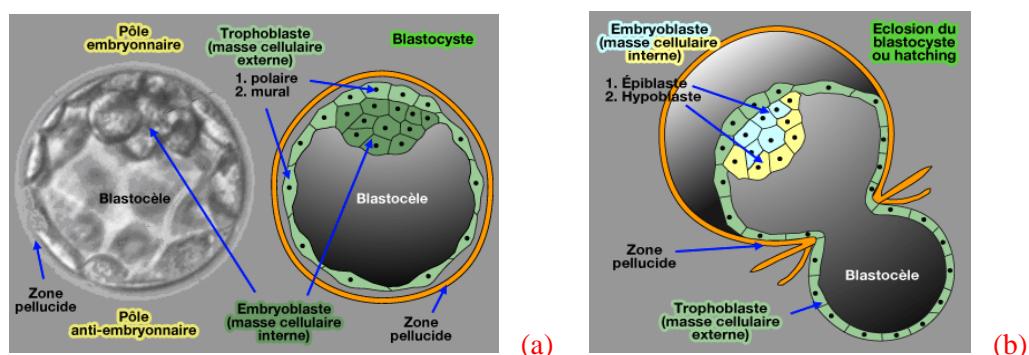


Figure 35. Blastocyste polarisé (a). Éclosion du blastocyste (b)

(<http://www.vetopsy.fr/reproduction/gestation/gestation-preimplantation-morula-blastocyste.php>)

L'amincissement de la zone pellucide sous pression interne conduit à sa fragilisation en vue de l'éclosion du blastocyste. Au cours des stades plus avancés (nidation), le blastocôle est appelé « lécithocèle » ou « cavité vitelline ».

2.1.4. Éclosion du blastocyste « Hatching »

Au cours de la 2^{ème} semaine post fécondation (8-9^{ème} jour chez le mouton, 10-11^{ème} jour chez la vache), le blastocyste se débarrasse de sa zone pellucide. Celle-ci s'amincit et finit par se déchirer au niveau du pôle anti-embryonnaire. Le blastocyste va donc s'éclore (figure 35 (b)), ce qui lui permettra de s'implanter dans la muqueuse utérine. L'éclosion est favorisée davantage par l'action des cellules trophoblastiques qui秘rètent une protéine appelée « strypsite » qui fore des orifices dans le pôle anti-embryonnaire. Par conséquent, les cycles de contractions et d'expansions du blastocyste exercent des déformations qui favorisent qu'il se débarrasse de la ZP.

La zone pellucide (produit dans l'ovaire au cours du stade follicule secondaire), est éliminée à ce stade après avoir rempli ses nombreuses fonctions :

- Transport et protection de l'ovule dans la trompe utérine ;
- Reconnaissance, fixation et réaction acrosomique des spermatozoïdes ;
- Réaction corticale pour éviter la polyspermie ;
- Barrière immunologique de l'embryon face à sa mère ;
- Prévention d'une implantation prématuée dans la région tubaire (extra utérine) ;

2.2. Implantation du conceptus

L'implantation correspond à une série d'évènements débutant par le contact étroit entre le trophectoderme du conceptus et l'endomètre maternel. Elle aboutit à la formation du placenta. Elle est conditionnée par les sécrétions de l'embryon et de l'utérus qui préparent la réceptivité de l'utérus.

L'implantation étant tardive chez les mammifères domestiques (vache : J19-20), l'étape de vie libre est assez longue. Cette phase est caractérisée par la migration et l'elongation du conceptus, la sécrétion d'histotrophes par l'endomètre nécessaire à sa nutrition (lait utérin) ainsi que l'émission d'un signal de reconnaissance maternelle par le conceptus (hcg).

Chez la vache, si deux œufs sont pondus par le même ovaire, un seul survivra dans la corne utérine correspondante. Si les deux ont pondus en même temps un ovule, ces deux ovules peuvent survivre, l'un dans chaque corne. Il y aura gestation gémellaire. Par contre, chez la brebis et surtout chez la truie, le passage d'œufs d'une corne à l'autre pour la nidation est possible du 7^{ème} au 14^{ème} jour, les œufs se répartissent régulièrement dans les cornes utérines.

L'implantation du conceptus marque la fin de la phase pré-implantatoire, la réussite de nidation met en jeu la perte de la zone pellucide (hatching), accrolement et orientation du blastocyste, apposition, adhésion et invasion de l'endomètre (figure 36) :

- L'apposition des cellules trophoblastiques appartenant à la couche périphérique du blastocyste sur les cellules épithéliales luminales de l'endomètre marque le premier contact entre l'embryon et l'utérus ;
- L'adhésion correspond à l'interdigitation plus étroite entre les tissus, empêchant toute manipulation du conceptus sans abîmer les tissus ;
- L'attachement se traduit par la pénétration des cellules du trophectoderme dans l'endomètre. La placentation chez la vache est non-invasive, c'est-à-dire qu'elle est limitée à la migration de cellules binucléées trophoblastiques dans l'endomètre (placentation épithéliochoriale).

De plus, la prolifération localisée de trophoblastes aboutit à la formation de cotylédons. Les microvilli d'un cotylédon fœtal se lient à la crypte d'une caroncule utérine. Les caroncules appartiennent à l'épithélium non glandulaire de l'endomètre maternel. Le complexe cotylédon fœtal / caroncule utérine forme un placentome (figure 37).

Entre chaque placentome, le trophoblaste et l'épithélium glandulaire utérin sont simplement apposés. L'épithélium, les membranes extra-embryonnaires et le réseau vasculaire forment le placenta chorio-allantoïdien à partir du 30^{ème} jour de gestation.

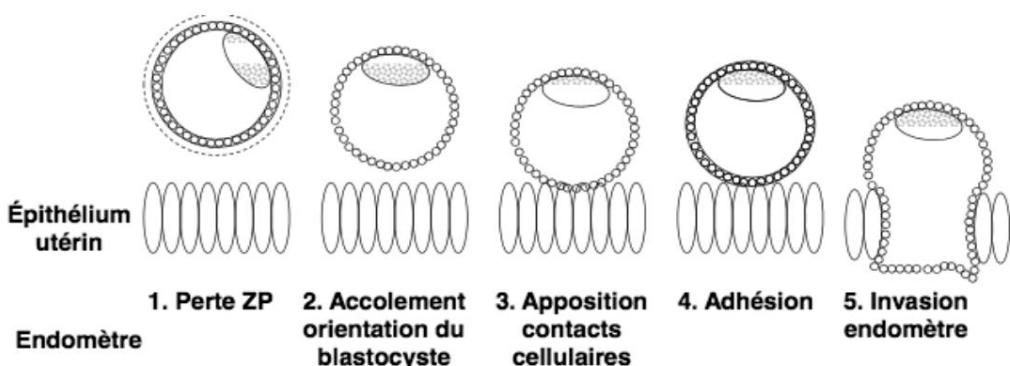


Figure 36. Étapes de l'implantation du blastocyste (Chaouat, 2003)

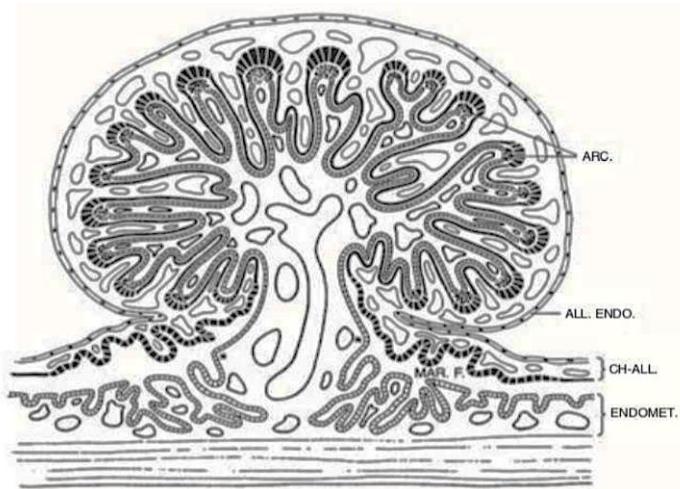


Figure 37. Placentome de bovin (Telugu et Green, 2008)

ARC. arcade, ALL. ENDO : endoderme de l'allantoïde, CH-ALL. : allantochorion, ENDOMET. : endomètre.

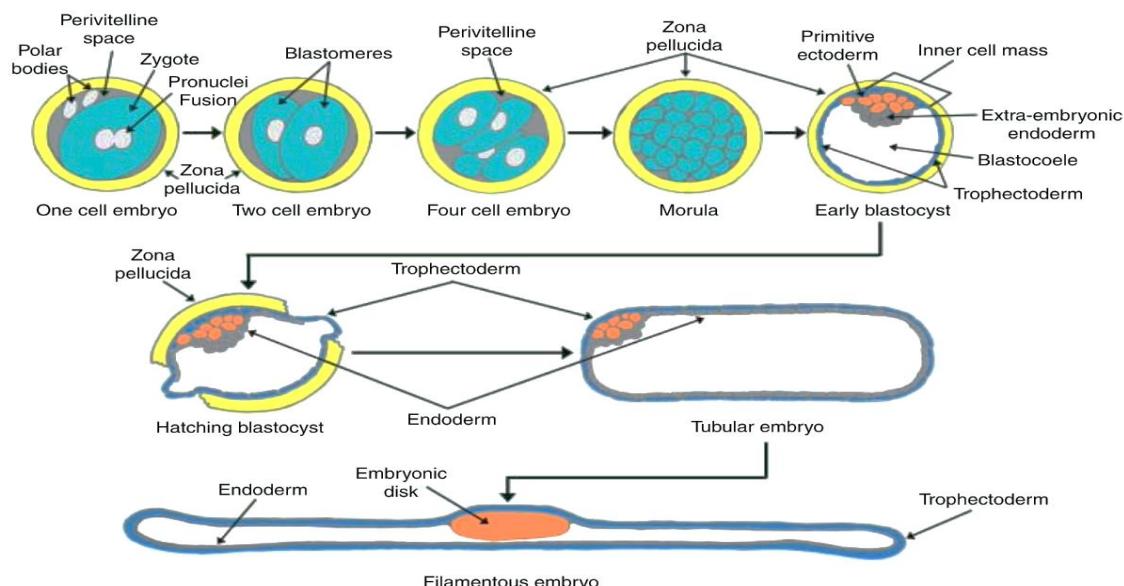


Figure 38. Segmentations et élongation du conceptus bovin (phase préimplantatoire) (Bazer et al, 2009)

La nidation de l'embryon correspond au maintien du corps jaune sur l'ovaire. Au cours de l'élongation du blastocyste, les membranes fœtales se mettent en place avant l'implantation chez les ruminants (figure 39). L'implantation implique la synchronisation entre le stade de développement du blastocyste et l'état de réceptivité de l'endomètre.

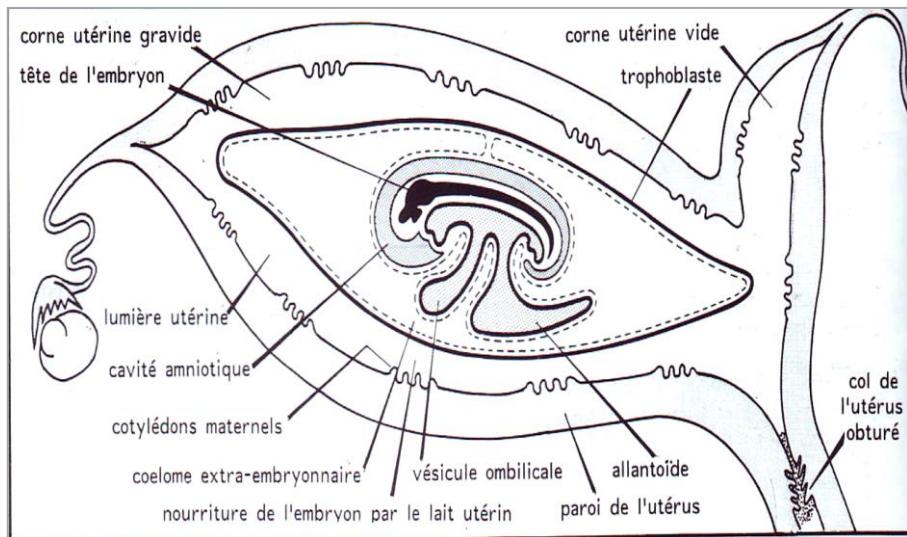


Figure 39. Embryon des ruminants juste avant sa fixation (agneau de 15j) (Soltner, 2001)

Le stade à partir duquel le blastocyste s'implante sur l'endomètre est très variable d'une espèce à l'autre et sans rapport avec la durée de gestation. Les différences interspécifiques portent principalement sur la durée des phases, l'évolution des contacts cellulaires et le degré d'invasion de l'endomètre par le trophoblaste qui définit le type de placentation. Toutefois, les premières phases de l'implantation sont communes à toutes les espèces. L'embryon commence à s'attacher à J14 de gestation chez la brebis, J28 chez la vache quand la vésicule chorionique s'est développée suffisamment pour venir en contact étroit avec l'épithélium de la corne utérine.

Le bourgeon embryonnaire est ensuite (après implantation) le siège de remaniements morphologiques et d'une différenciation cellulaire menant à la mise en place de trois feuillets primitifs embryonnaires (ectoderme, mésoderme et endoderme), cette phase est dénommée « Gastrulation ».

Généralement, les fonctions de ces trois feuillets sont :

- Ectoderme : protection et réception des stimuli,
- Endoderme : digestion et respiration,
- Mésoderme : support, mouvement, excrétion et reproduction.

Une fois fixé à la muqueuse utérine, le trophoblaste va se proliférer, il va émettre des villosités qui vont pénétrer plus ou moins profondément dans l'endomètre grâce à la sécrétion de substances protéolytiques. Selon l'espèce considérée, les liens établis entre les villosités fœtales et l'utérus vont de la simple fusion avec l'épithélium utérin (cas des équidés) jusqu'à la pénétration des vaisseaux sanguins maternels (cas des primates). C'est le degré de pénétration des villosités qui va déterminer les différents types de placentation. La durée globale de nidation chez la vache et la jument est de 10j, la femme 7j et la lapine 4 jours.

3. Gestation

La gestation (portée ou grossesse), est l'état d'une femelle gravide (qui a conçu). Elle commence immédiatement après la fécondation et se termine par la parturition ou la mise-bas (vêlage, agnelage, chevrotage, ...). La gestation proprement dite (hors la phase pré-implantatoire) correspond au développement embryonnaire tardif, morphogenèse et développement fœtal :

3.1. Embryogenèse tardive

Aura lieu pendant/après l'implantation et jusqu'à la fin de la différenciation de tissus. Au cours de cette période, l'embryon subit d'importantes modifications morphologiques définissant l'apparition de tous les tissus de son organisme (organogenèse) (figure 40). Elle s'étend des 10-11^{ème} jours au 34^{ème} jour chez la brebis et du 11^{ème} au 45^{ème} jours chez la vache. Tout changement du milieu au cours de cette période peut interférer gravement sur le développement embryonnaire et être à l'origine de nombreuses embryopathies. La fin de la période embryonnaire correspond au début de la période fœtale, c'est la période de croissance et s'étale jusqu'à la mise-bas.



Figure 40. Photo d'un embryon équin de 40 jours (Francioli et al, 2011)

3.2. Développement fœtal

De durée variable selon les espèces. Au cours de la période fœtale, le placenta est entièrement formé et c'est à son niveau que se font les échanges foeto-placentaires. C'est la période de morphogenèse (figure 41).

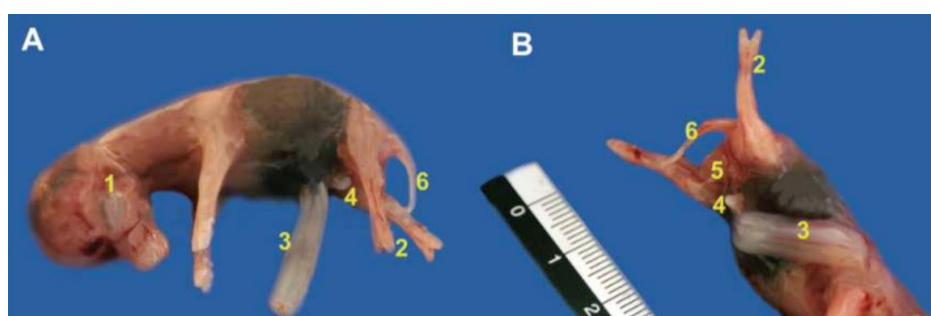


Figure 41. Fœtus bovin mâle de 55 jours (DesCoteaux et al, 2016)

1 : yeux, 2 : membres et doigts, 3 : cordon ombilical, 4 : tubercule génital, 5 : replis labio-scorpial, 6 : queue

Le tableau 4 fait le bilan de la taille et des différences caractéristiques de l'embryon/fœtus bovin entre 20 et 100 jours de gestation.

Tableau 4. Développement embryonnaire et fœtal chez la vache jusqu'au 100^{ème} jour de gestation (DesCoteaux et al, 2016).

| Stade de gestation (jours) | Diamètre transverse de la vésicule embryonnaire (mm) | Longueur de la tête à la queue (cm) | Observations |
|----------------------------|--|-------------------------------------|--|
| 20 | 2-3 | 0,3 | Battements cardiaques |
| 22 | 3-5 | 0,4-0,5 | Vésicules optiques |
| 25 | 10 | 0,5-0,7 | Bourgeons de membres |
| 30 | 18-20 | 0,8-1,2 | Yeux primitifs (sans paupières) |
| 35 | 20-25 | 1,3-1,7 | Replis autour des yeux Développement du cou Doigts sur les 4 membres |
| 40 | 30-35 | 1,7-2,4 | Tubercules génitaux Mouvements |
| 45 | 40-45 | 2,3-2,6 | Allongement des membres Paupières rudimentaires Oreilles rudimentaires Vibrisses (yeux, lèvres) |
| 50 | 40-45 | 3,5-4,5 | Migration des tubercules génitaux Atrophie du tubercule labial |
| 55 | 45-55 | 4,5-6 | Fusion des replis urogénitaux et du tubercule génital |
| 59 | | | Ossification du crâne, de vertèbres, des os des membres |
| 70 | | | Développement des organes déjà en place |
| 90 | | | Follicules pileux |
| 100 | | | Bourgeons de cornes |

Tableau 5. Développement du fœtus du 2^{ème} au 9^{ème} mois de gestation (Dudouet, 2004).

| Mois de gestation | Poids du fœtus (kg) | Taille du fœtus (cm) | Poids de l'utérus gravide (kg) | Stade de développement |
|-------------------|---------------------|----------------------|--------------------------------|--|
| 2 | 0,1 à 0,2 | 6 à 7 | 1,3 | Ébauche des membres |
| 4 | 0,8 à 1 | 14 à 28 | 6,5 | Apparition des organes génitaux externes |
| 6 | 3 à 8 | 25 à 50 | 20 | Poils sur les oreilles, le front et la queue |
| 8 | 8 à 15 | 40 à 60 | 40 à 45 | Poils sur les membres |
| 9 | 20 à 50 | 65 à 85 | 45 à 80 | Poils sur tout le corps |

3.3. Sécrétions Fœto-placentaires

Le placenta constitue non seulement une structure d'échanges gazeux et nutritifs entre la mère et le fœtus mais possède également une fonction endocrine. Les hormones placentaires jouent un rôle essentiel dans le développement embryonnaire et fœtal ainsi que dans l'adaptation de la mère à la gestation :

- 1) **La progestérone (P4)** : en début de gestation, la progestérone est produite par le corps jaune. Elle est ensuite relayée par le placenta. Chez la vache, la production placentaire de P4 est tardive, après 200 jours de gestation. Le corps jaune persiste et produit de la P4 pendant toute la gestation.
- 2) **Les œstrogènes** : le placenta produit également des œstrogènes, mais en quantités plus faible que la P4. Les œstrogènes stimulent la capacité de contraction de l'utérus en activant la croissance du myomètre et la synthèse d'actomyosine. Lors de la mise-bas, elle agit en synergie avec la relaxine pour ramollir le col de l'utérus et favoriser le passage du fœtus.
Chez la vache, la concentration sanguine en œstrogènes augmente progressivement au cours de la gestation. La sécrétion d'œstrogènes commence entre le 70 et le 100^{ème} jour de gestation puis atteint un plateau vers J265. Elle augmente ensuite massivement juste avant le vêlage. Le sulfate d'œstrone constitue la forme circulante majoritaire. Sa concentration dépasse celle des œstrogènes d'origine ovarique après le 3^{ème} mois de gestation. Il constitue donc un marqueur hormonal de la fonction placentaire et de la viabilité du fœtus. Le placenta est doté du cytochrome P450 qui convertit les progestagènes en androgènes puis en œstrogènes ;
- 3) **Hormone gonadotrophine chorionique (HCG, PMSG)** : elle possède une activité LH-like lutéotrope qui stimule la mise en place des corps jaunes et la synthèse de progestérone par l'ovaire avant que la sécrétion de P4 placentaire ne soit fonctionnelle ;
- 4) **Les hormones lactogènes placentaires (HPL ou HCS)** : le placenta des ruminants secrète des hormones lactogènes qui présentent des homologies structurelles et fonctionnelles avec la prolactine et les hormones de croissance (GH). Elles sont secrétées par le trophoblaste puis libérées dans la circulation sanguine de la mère. Chez la vache, elles puissent intervenir à différents niveaux :
 - Sur le corps jaune en ayant une activité lutéotrope ;
 - Sur le développement de la glande mammaire et de la lactogénèse ;
 - Sur la croissance du fœtus en favorisant l'absorption des nutriments maternels ;
 - Et/ou sur la modulation de l'angiogenèse placentaire (vasodilatateur).

3.4. Enveloppes fœtales

La phase post-implantatoire se caractérise par la mise en place d'enveloppes fœtales et le développement du fœtus. Les enveloppes fœtales isolent le fœtus dans un milieu liquide, le mettant à l'abri des variations de pression, l'isolant aussi parfaitement du milieu extérieur et le nourrissant (figures 42, 43 et 44). Le placenta de formes variables chez les mammifères assure la nutrition du fœtus et la sécrétion d'hormones préparant à la lactation.

3.4.1. Chorion

Dérivant directement du trophoblaste, le chorion est l'enveloppe extérieure, mince, transparente et solide. Son rôle est d'établir les relations histologiques avec l'utérus et la formation du placenta. Sa face extérieure porte une centaine de cotylédons fœtaux qui sont des plaques rondes et rougeâtres formées d'un grand nombre de villosités garnies de vaisseaux sanguins et qui s'engrènent sur d'autres situées sur les cotylédons de la muqueuse utérine.

3.4.2. Amnios

Est la poche dans laquelle baigne le fœtus, c'est une membrane mince et moins résistante que le chorion. Le liquide amniotique (de 1-4 litres chez la vache à terme) provient d'un transfert actif du plasma maternel, et est renouvelé toute les 3 heures. Il n'est pas seulement un milieu protecteur, mais circulant lentement dans le tube digestif du fœtus, il pénètre dans les vaisseaux sanguins et lymphatiques. Au passage, l'intestin du fœtus retient tous les déchets tels que cellules mortes, poils, mucus, qui vont former le méconium, cet excrément dur que rejettéra le nouveau-né.

Le liquide amniotique assure les fonctions suivantes :

- Hydratation du fœtus,
- Milieu où le fœtus peut se mouvoir,
- Amorti tous les chocs (protection),
- Fournir au fœtus un milieu où la température est constante, car le fœtus n'a pas encore une fonction de thermorégulation efficace.

3.4.3. Allantoïde

Un sac allongé intercalé incomplètement entre le chorion et l'amnios. L'allantoïde comporte chez la vache deux compartiments reliés entre eux, et qui se répartissent dans les deux cornes utérines. Il contient le liquide allantoïdien (3,5-12 litres chez la vache à terme), et communique avec la vessie du fœtus par le canal de l'ouraque ; le liquide allantoïdien sert donc à éliminer l'urine du fœtus. Chez toutes les espèces de mammifères à implantation tardive (ruminants, porc, cheval, lapin), l'allantoïde se développe considérablement, il rejoint l'amnios pour former l'allanto-amnios et le chorion pour former l'allanto-chorion.

3.4.4. Cordon ombilical

Constitué par le prolongement de l'amnios et de l'allantoïde et par les vaisseaux sanguins reliant le fœtus aux cotylédons maternels. Le tissu du cordon est riche en eau dite gelée, qui empêche l'hémorragie au cours de sa rupture au moment de la parturition.

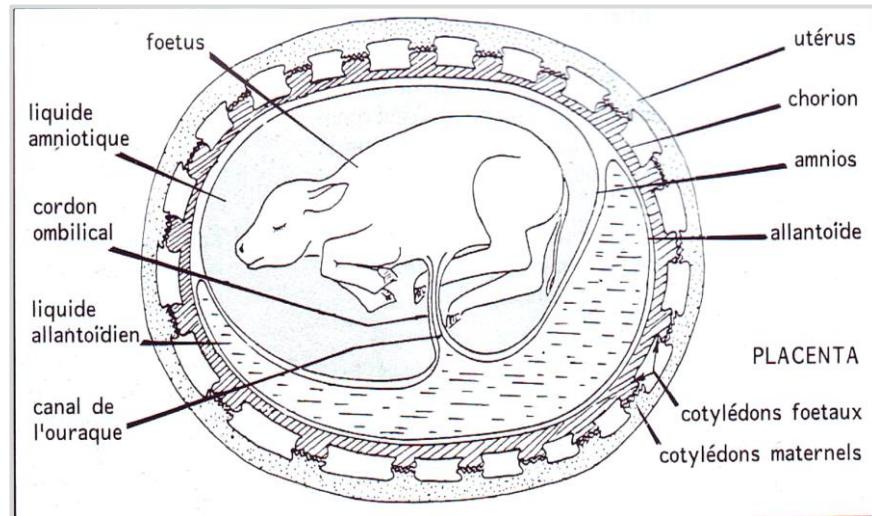


Figure 42. Enveloppes fœtales chez les bovins (Soltner, 2001)

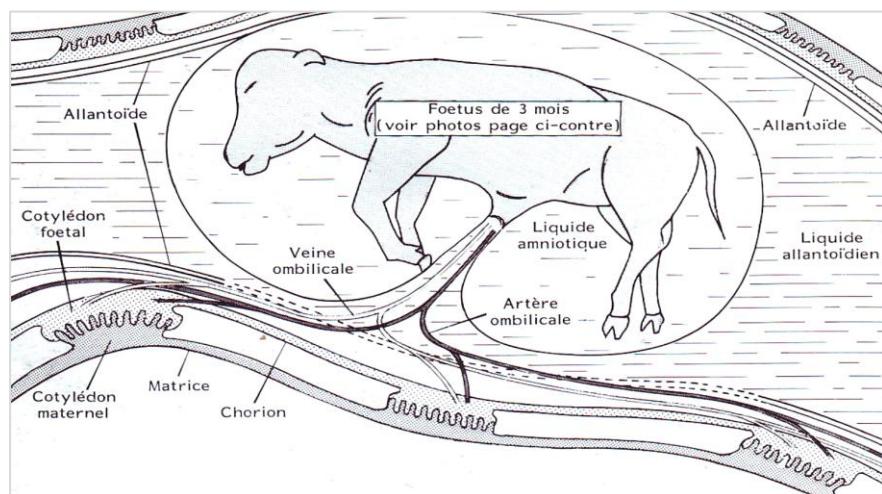


Figure 43. Cordon ombilical, la jonction mère-fœtus (Soltner, 2001)



Figure 44. Fœtus bovins jumeaux entourés de leur membranes fœtales (chorion et allantoïde en commun) (DesCôteaux et al, 2016)

3.5. Modes de placentation

Le placenta est un organe d'échange entre la mère et le fœtus, de structure hétérogène, permettant d'assurer la respiration, la nutrition, la protection, et des fonctions endocrinianes. C'est le chorion qui va établir les relations fœtus-utérus, en se préparant à la formation du placenta. Des villosités garnies de vaisseaux sanguins sont réparties (en modes variables) sur le chorion au niveau des cotylédons fœto-maternels (plaques rondes et rougeâtre).

Selon les altérations de l'endomètre (degré de pénétration des villosités), il existe deux types de placenta :

- Le placenta adécidué (ou indécidus) : les villosités sont peu profondes et se séparent facilement à la naissance sans entraîner d'hémorragie (ex : la jument, les ruminants).
- Le placenta décidué (ou décidus) : les villosités sont profondes et ramifiées il y a hémorragie à la naissance (ex : carnivores et primates).

Selon les variations morphologiques, il existe quatre types de placenta (figure 45).

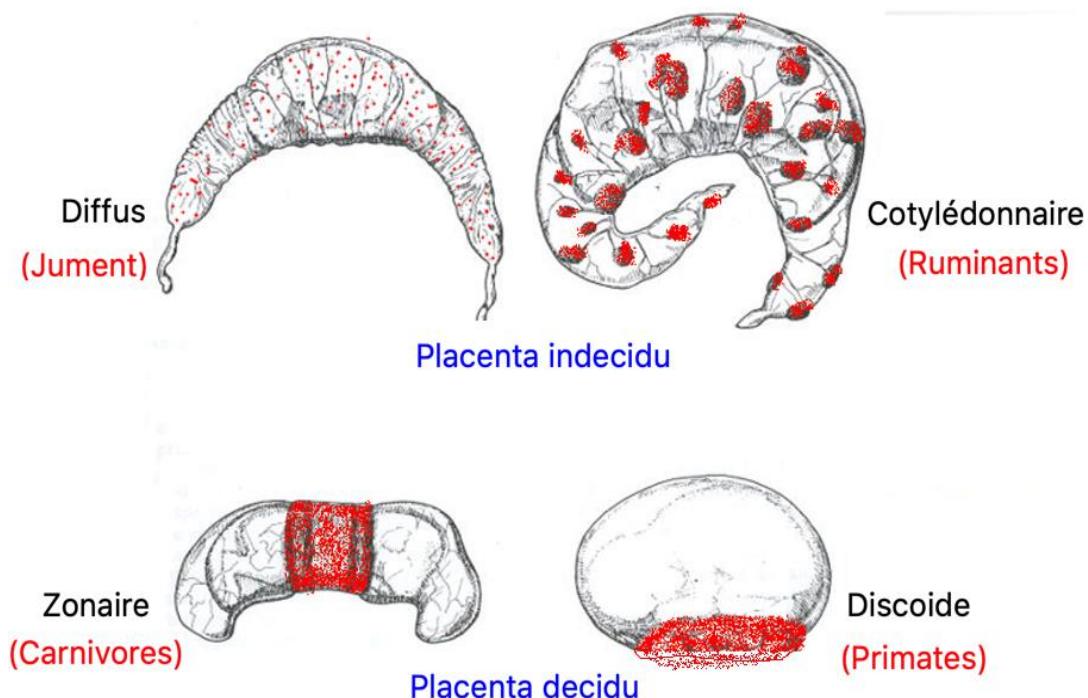


Figure 45. Types de placentation (Gaynard, 2018)

3.5.1. Placentation Diffuse (chez jument et truie)

Les villosités (minuscules organes d'échange sanguin) du chorion sont réparties sur toute la surface extérieure du chorion. Un mode caractéristique de la jument et la truie.

3.5.2. Placentation Cotylédonaire (chez les ruminants)

Les villosités sont rassemblées au niveau des cotylédons. La face extérieure du chorion porte une centaine de cotylédons fœtaux formés d'un grand nombre de villosités qui s'engrènent sur les cotylédons maternels.

Dans ces deux types de placentation (diffuse et cotylédonaire, surtout le premier), un lait utérin sécrété par les glandes de la muqueuse utérine se répand dans les intervalles entre les villosités, participant à la nutrition du fœtus (nutrition histotrophique) (Soltner, 2001). Le sang de la mère n'échange avec celui du fœtus qu'au travers de couches de cellules épithéliales et conjonctives.

3.5.3. Placentation Zonaire (chez les carnivores)

Les villosités sont réparties sur le chorion en une zone annulaire.

3.5.4. Placentation Discoïde (chez les primates, rongeurs, lapins, insectivores)

Les villosités sont réparties sur le chorion en une zone en forme de disque.

Dans les 2 derniers cas (zonaire et discoïde), les villosités du chorion sont beaucoup plus proches du sang de la mère, et sont presque en contact avec lui à travers seulement la paroi des vaisseaux. Chez la femme, les villosités du chorion plongent dans le sang maternel, contenu dans des chambres placentaires. La nutrition a lieu uniquement par le sang (nutrition hémotrophique).

1. Mécanisme de la parturition

1.1. Définition

Parturition, mise-bas, accouchement, vêlage, agnelage, chevrotage, poulinage ; des termes qui désignent tous la naissance d'un nouveau être vivant. C'est un ensemble de phénomènes mécaniques et physiologiques (hormonales) qui aboutit à l'expulsion hors les voies génitales femelles du ou des fœtus et des annexes embryonnaires, et amorce la lactation.

Le déclenchement de la parturition est initié par le fœtus et menant à une cascade d'évènement endocriniens maternels. C'est une phase critique pour le fœtus qui passe de la vie intra-utérine à la vie extra-utérine ainsi que pour la mère qui passe de l'état de gestation à l'état de lactation. La parturition comporte trois stades, préparatoire qui consiste à des adaptations anatomiques, physiologiques et comportementales de la femelle et les stades successifs d'expulsion du fœtus et du placenta (figure 48).

1.2. Phases du vêlage

1.2.1. Phase préparatoire (stade I)

Après un bon déroulement de la gestation, la mise-bas commence avec la phase de préparation qui dure 2 à 3 semaines et se traduit par une augmentation régulière du volume de la mamelle. Les ligaments sacro-iliaques se relâchent lentement et les voies de mise-bas se préparent (agrandissement des lèvres de la vulve, relâchement du vagin, relâchement des ligaments sacro-iliaques, éventuellement présence d'œdème de la mamelle et de l'abdomen, ramollissement de l'attache de la queue). On observe aussi des pertes de mucus. En règle générale, chez la mère, la température corporelle augmente à plus de 39°C environ une semaine avant le vêlage (jusqu'au jour précédent le vêlage).

1.2.1.1. Phase d'ouverture cervicale

La phase préparatoire est suivie par la phase d'ouverture qui dure en général entre 3 et 16 heures, au cours de laquelle la vache et surtout les voies de mise-bas se préparent au vêlage ; la vache s'éloigne du troupeau, on commence aussi à apercevoir la poche des eaux, qui est encore intacte. Les contractions débutent et le col de l'utérus s'ouvre lentement. Il arrive aussi que les vaches concernées deviennent plus nerveuses et bougent plus la queue.

1.2.1.2. Phase de dilatation cervicale

Le principal déclencheur de cette relaxation est la baisse de la progestérone. Alors, l'utérus et le col de l'utérus deviennent beaucoup plus sensibles à d'autres changements hormonaux qui entraînent la relaxation de l'appareil reproducteur et déclenchent les contractions musculaires du stade 2. Typiquement, cette étape dure de 4 à 24 heures avant le vêlage réel. Le col utérin

doit être complètement détendu avant le début du vêlage afin d'éviter des problèmes plus tard. Au cours de cette phase, la poche des eaux se rompt et le liquide amniotique s'écoule.

1.2.2. Signes physiologiques de la parturition

Au cours du stade I, les contractions utérines d'une durée de 15-30 secondes ont lieu toutes les 10 à 15 minutes. Leur fréquence augmente progressivement au cours de ce stade pour atteindre une contraction toutes les 3 à 5 minutes. Chez les vaches pluripares, les symptômes de douleurs abdominales ne sont pas toujours visibles alors que chez les primipares, des symptômes de colique peuvent être présents pendant 1 à 24h. Les vaches manifestent de l'anorexie, une rumination irrégulière, une posture caractéristique avec le dos arqué, la queue relevée et ont tendance à se relever et à se coucher de façon répétée tout en montrant des signes légers d'effort expulsif.

Chez la vache, la diminution de la température corporelle de l'ordre de 0,5°C au cours des 24h précédant le vêlage a été mis en relation avec la chute des concentrations plasmatiques en progestérone. Elle suit généralement une augmentation transitoire de la température. La diminution de la T° rectale est parfois utilisée par l'éleveur pour déterminer le moment de la mise bas. Il est pour cela nécessaire d'évaluer la température rectale pendant plusieurs jours consécutifs, aux mêmes moments de la journée.

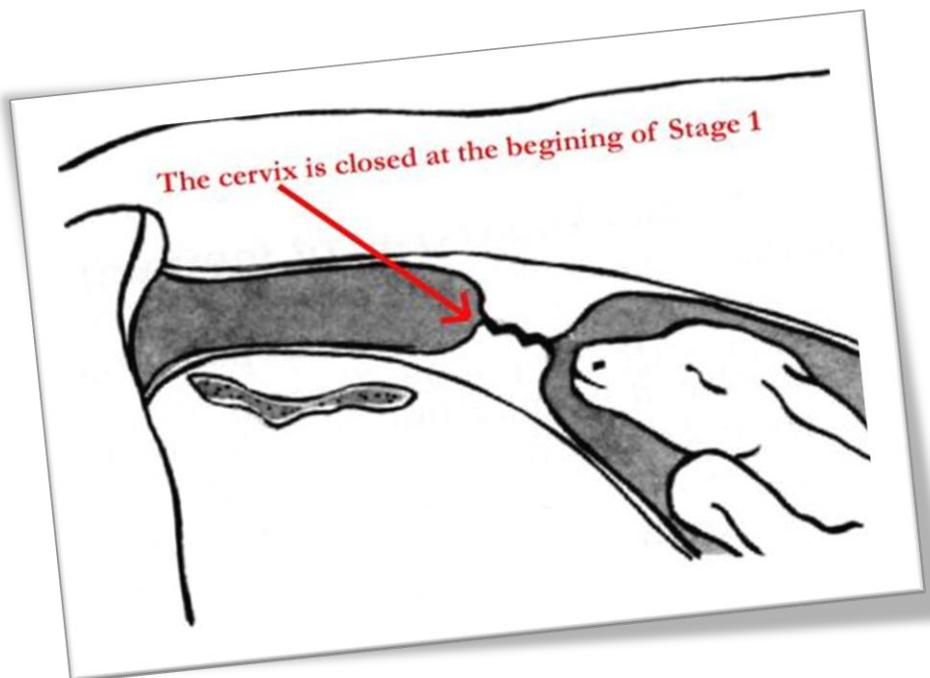


Figure 46. Col fermé (début du stade I) « À gauche »

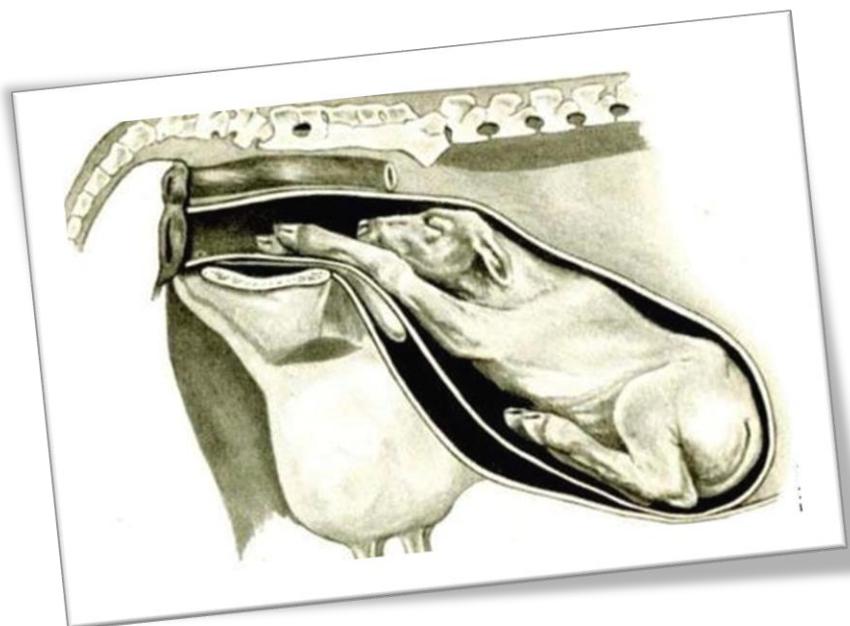


Figure 47. Représentation normale d'expulsion fœtale (col mou et ouvert) « À droite » (Hanzen, 2007).

Comme illustré dans la figure 47, le veau doit commencer à aspirer de l'air et à éliminer le mucus des poumons pendant le processus de vêlage une fois que la tête et les côtes sont dégagées du col de l'utérus.

1.2.3. **Expulsion du fœtus** (stade II)

Ce stade est caractérisé par les contractions utérines, l'entrée du fœtus dans la filière pelvienne, les contractions abdominales, la rupture de l'allantoïde et l'expulsion du fœtus à travers la vulve. La rupture de l'allanto-chorion lors de son passage à travers le col de l'utérus associée aux contractions utérines et au raccourcissement de l'utérus pousse l'amnios et le fœtus vers le vagin (figure 48). L'accroissement des contractions utérines est lié à la libération réflexe d'ocytocine, les contractions réflexes des muscles abdominaux et du diaphragme. L'amnios peut alors apparaître au niveau de la vulve sous forme d'une membrane translucide distendue. Au cours de ce stade, les contractions utérines sont très fréquentes (4-8 toutes les 10 minutes) et durent 80-100 secondes.

Les membres du fœtus apparaissent au niveau de la vulve et l'amnios se rompt généralement à ce moment. L'apparition de la tête au niveau de la vulve est suivie d'une période de repos de quelques minutes avant que de nouveaux efforts expulsifs permettent le passage des épaules. La plupart des vaches sont en position couchée à partir du moment où débutent les contractions abdominales.

La durée du stade II varie entre 0,5-1h pour les vaches pluripares et 3-4 heures pour les primipares. Au cours de ce stade, il est nécessaire d'intervenir lors de non rupture de l'amnios ou lors de part languissant, si l'expulsion du fœtus n'a pas eu lieu dans l'heure qui suit la rupture de la poche des eaux.

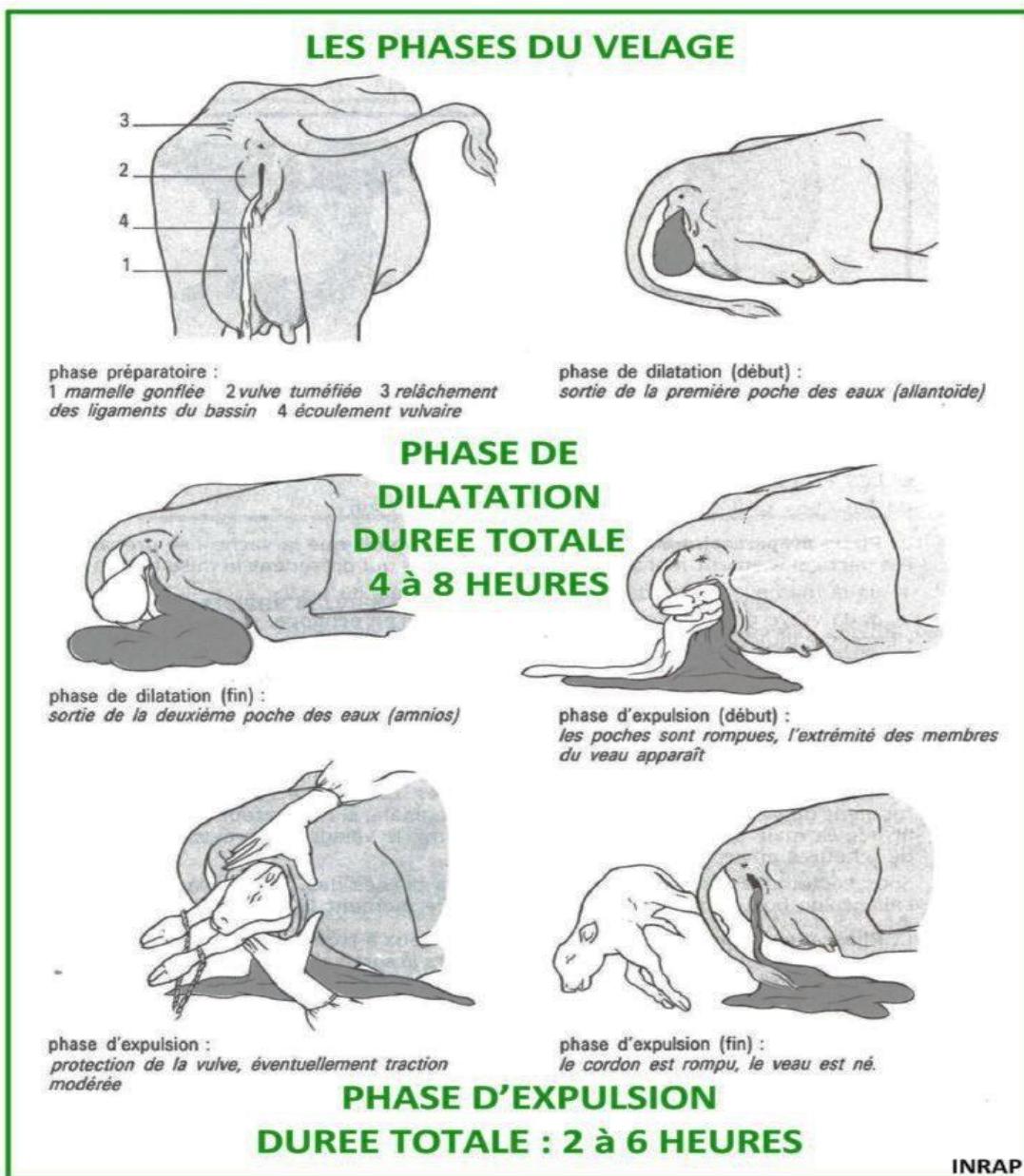


Figure 48. Phases du vêlage (Guerin, 2018).

Il existe un grand nombre de façons dont un veau peut se présenter lors de son expulsion (figure 49). On distingue la présentation postérieure «le veau arrive en arrière», la naissance gémellaire et la présentation antérieure «le veau arrive en avant». Dans le cas d'une présentation postérieure et d'une naissance gémellaire, il faut intervenir et réagir plus tôt. Lorsque le veau n'avance pas, il convient de réagir en l'intervalle d'une heure et d'informer le vétérinaire de troupeau.

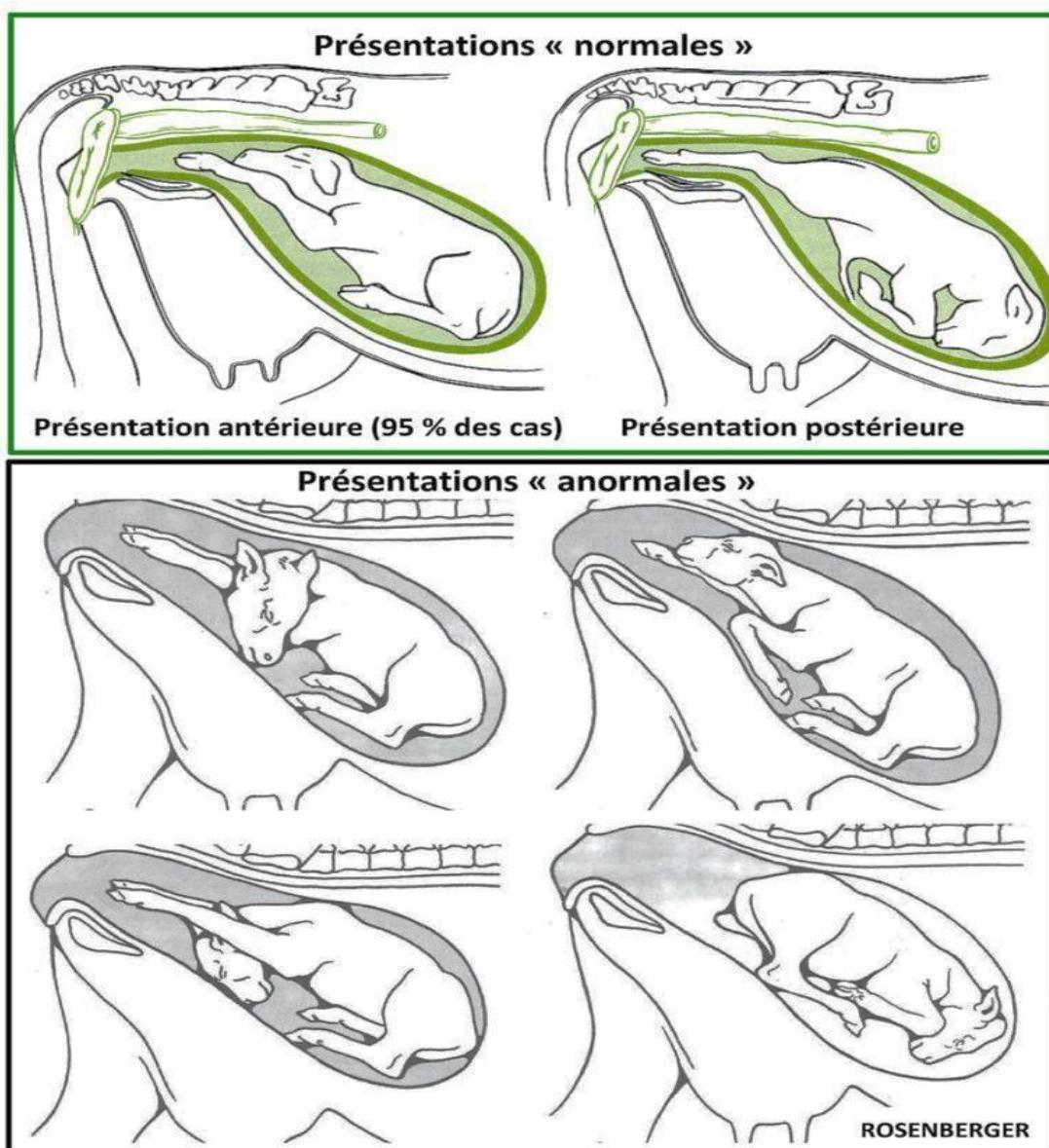


Figure 49. Présentations du fœtus lors de son expulsion (Guerin, 2018)

1.2.4. **Expulsion placentaire (stade III post naissance)**

Ce stade correspond à l'expulsion des membranes fœtales ou « délivrance » qui survient dans les 4 -12 heures après l'expulsion du veau chez la plupart des femelles, ce délai dépend du numéro de lactation. La séparation des cotylédons des caroncules maternelles est initiée par la collagénolyse progressive du tissu conjonctif fœtal et maternel au niveau des placentomes le dernier mois de gestation.

D'autres événements sont impliqués ; une diminution du nombre de cellules épithéliales au niveau des caroncules utérines et un afflux de polynucléaires neutrophiles important au niveau des placentomes dans les jours qui précèdent le vêlage. L'activité phagocytaire des neutrophiles augmente dans la période qui précède la parturition puis décroît rapidement au moment du vêlage, pour augmenter ensuite régulièrement pendant les 14 premiers jours de la période post-partum. Ces phénomènes sont étroitement

contrôlés par des médiateurs de l'inflammation (prostaglandines, leucotriènes, ...). Le cordon ombilical du fœtus se rompt au cours du passage du fœtus dans la filière pelvienne.

En fonction de la difficulté de la naissance et des problèmes pouvant entraîner une rétention placentaire. Une fois l'étape 3 est terminée, le processus de vêlage est techniquement terminé, la vache a encore beaucoup de travail à faire avant de revenir complètement à la normale.

Il parvient de voir la vache déterminée à manger le placenta, la théorie acceptée sur la raison pour laquelle elle le fait est qu'en tant qu'animal de proie, c'est une bonne stratégie de survie pour se cacher des carnivores.

L'involution utérine correspond au retour de l'utérus à son état physiologique normal compatible avec une nouvelle gestation et la reprise de la cyclicité, l'endomètre se régénère, le myomètre se relâche et le col retrouve sa tonicité et se referme. Chez la vache laitière, le temps nécessaire à l'aboutissement du processus d'involution utérine est variable et compris entre 26 et 52 jours. Immédiatement après la parturition, l'utérus ressemble à un large sac de près d'un mètre de long pesant environ 9 à 10 kg. Des réductions considérables de taille et une réorganisation tissulaire sont nécessaires pour qu'une nouvelle gestation puisse être amorcée et maintenue les 85 - 110 jours qui suivent la parturition. Tout problème au vêlage prolonge l'involution utérine, l'intervalle vêlage-vêlage (IVV) augmente.

2. Contrôle neuroendocrinien

2.1. Mécanisme de déclenchement de la parturition (modification de l'équilibre hormonal)

Le déclenchement de la mise bas est induit par un mécanisme hormonal complexe. C'est le fœtus qui déclenche lui-même la cascade hormonale qui aboutira à son expulsion par la production par son hypothalamus d'ACTH (adrénocorticotrophine). Celle-ci entraîne une production de corticoïdes (cortisol) par les surrénales fœtales. L'augmentation lente de la cortisolémie fœtale est observée pendant les 7 jours qui précèdent la parturition, suivie d'une augmentation rapide pendant les 48h précédant la mise-bas. Ces corticoïdes agissant directement sur le placenta de la vache en lui faisant produire des œstrogènes à la place de la progestérone.

Le mécanisme de chute de la progestérone est différent selon les espèces ; pour les espèces chez lesquelles la sécrétion de progestérone est assurée par le corps jaune, la chute est liée à la lutéolyse. Chez celles où le placenta a pris le relais, une activation de la 17α hydroxylase induit la synthèse d'œstrogènes au dépend de la progestérone.

Les œstrogènes stimulent à leur tour la synthèse de relaxine, une hormone produite par le corps jaune et qui va permettre l'ouverture progressive du col utérin et le relâchement des ligaments sacro-sciatiques. Les œstrogènes stimulent également la synthèse de prostaglandines de type E, qui jouent un rôle dans le ramollissement du col, et de type F, qui vont lyser le corps jaune et donc stopper sa production de

progesterone, puis provoquer les premières contractions myométriales une fois que la progesterone aura cessé de bloquer la parturition. La chute brutale du taux de progesterone explique la chute de température précédant le vêlage. Les contractions du myomètre permettent l'avancée progressive du fœtus dans la filière pelvienne. Cette avancée stimule la dilatation du col, ainsi que la production d'ocytocine qui va amplifier les contractions myométriales, jusqu'à expulsion du fœtus (figure 50 et 51).

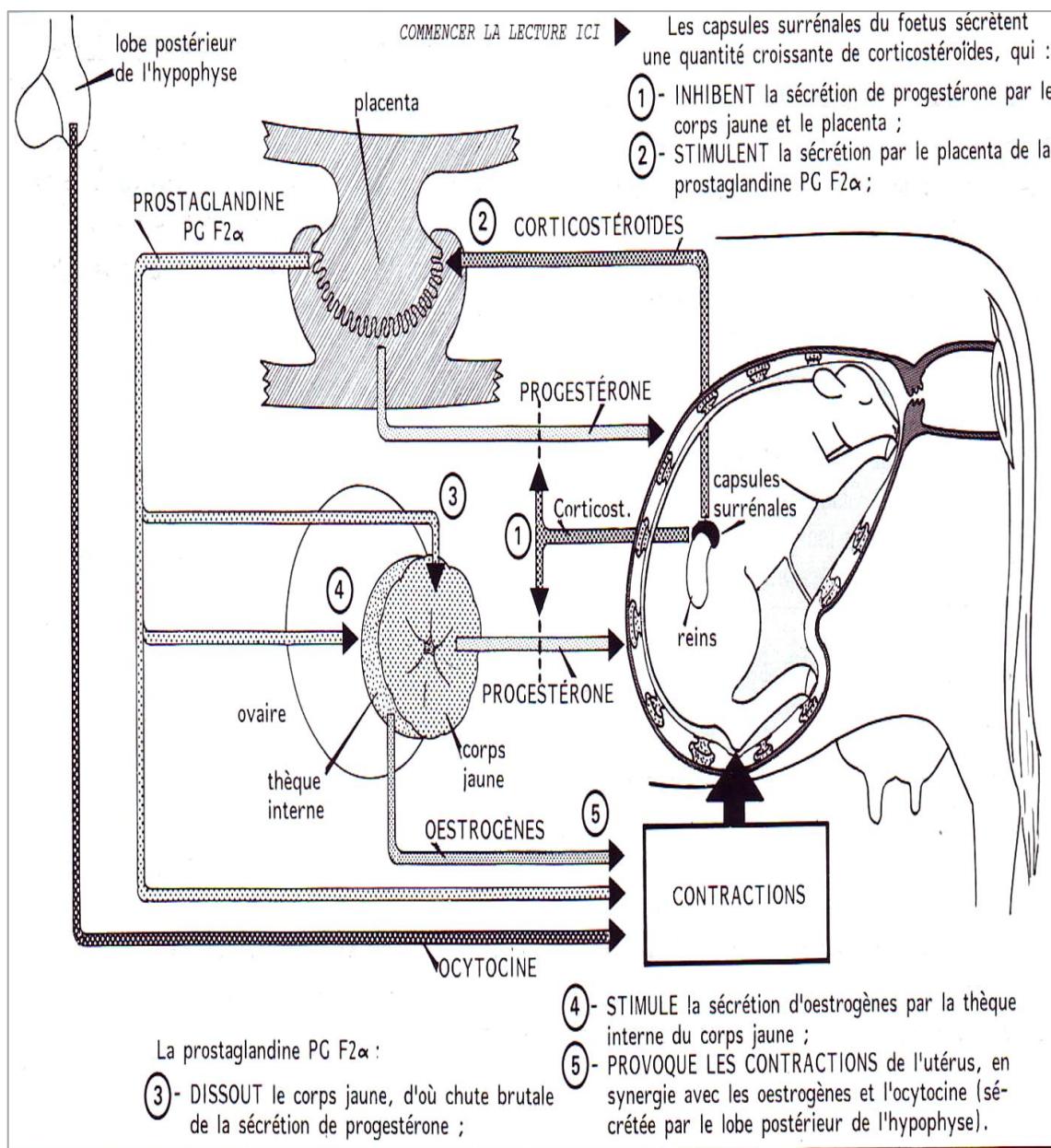


Figure 50. Mécanisme hormonal de déclenchement de la mise bas (Soltner, 2001)

La dilatation du col est induite par un réflexe neuroendocrinien « réflexe de Ferguson » une décharge d'ocytocine de la mère, mais aussi de l'hypophyse fœtale et du placenta. Les oestrogènes et les prostaglandines induisent une augmentation de la densité des récepteurs myométriaux.

L'ocytocine augmente la fréquence, la durée et l'amplitude des salves de potentiel d'action. Elle augmente le calcium intracellulaire par augmentation de la capture, libération des sites de stockage et diminution de l'expulsion du calcium.

La relaxine produite par le corps jaune, l'endomètre ou le placenta a un effet relaxant sur la fibre musculaire lisse utérine. Dans de nombreuses espèces, les taux de relaxine et de son récepteur chutent fortement au moment de la mise-bas. Dans la deuxième moitié de la gestation, la relaxine a un rôle dans la maturation cervicale par induction de la prolifération épithéliale et stromale. Le mécanisme de parturition est dépendant de la contraction utérine et de la dilatation du col. La relaxine, les œstrogènes et les prostaglandines induisent des changements dans le collagène.

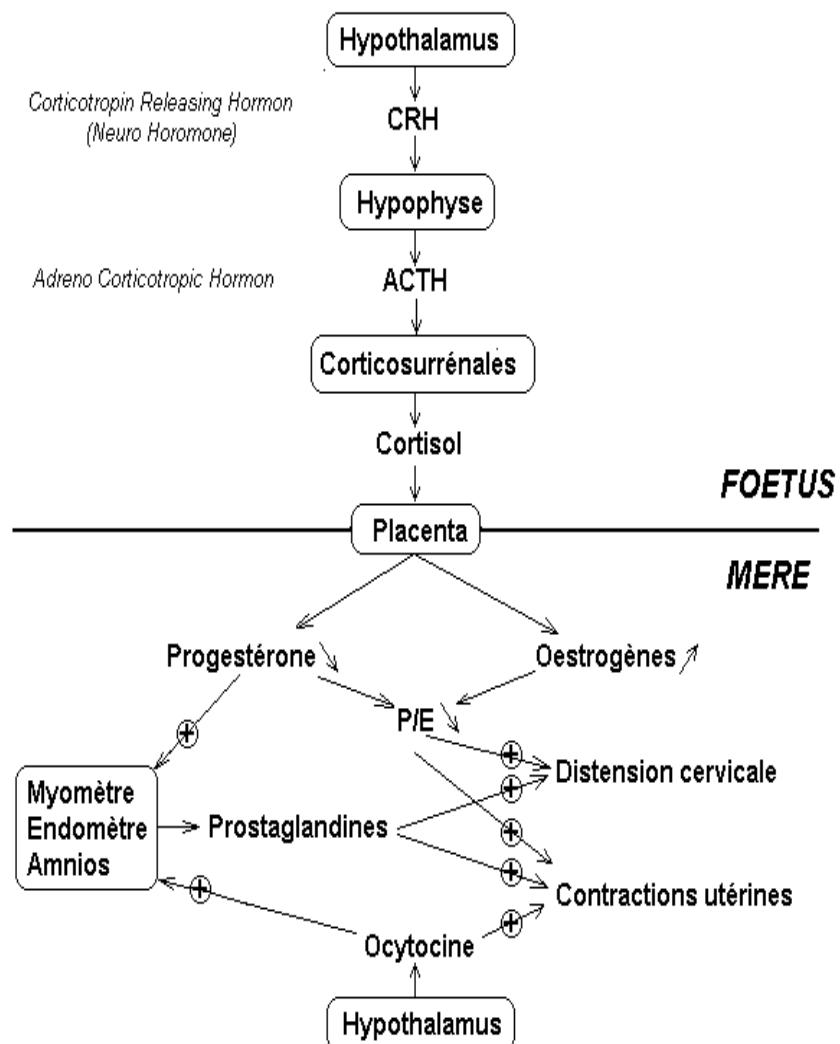


Figure 51. Schéma du déclenchement de la parturition chez la brebis

2.2. Résumé de la hiérarchie d'action des hormones cortico-fœtales et placentaires

L'axe hypotalamo-hypophysio-corticosurénalien fœtal est à la base du déclenchement de la parturition ;

- L'hypophyse du fœtus produit de l'ACTH qui provoque la sécrétion de corticoïdes (cortisol) par les glandes surrénales, environ 3 semaines avant le part ;
- Ces corticoïdes d'origine fœtale sont repris par le placenta qui les transforme en stéroïdes ostrogéniques (augmentant les taux d'œstrogènes). Ils provoquent également la sécrétion de prostaglandines qui vont avoir une action positive sur l'excitabilité et la conductibilité des fibres lisses du myomètre ;
- Les œstrogènes et les prostaglandines réduisent le corps jaune de l'ovaire (accélérant la chute de la progestérone) ;
- Les taux de production d'hormones du placenta se trouvent donc inversés les œstrogènes augmentent fortement et la progestérone chute ;
- Les prostaglandines sont responsables des premières contractions de l'utérus ;
- L'hypophyse de la mère sécrète de l'ocytocine, accentuant les contractions ;
- Les contractions stimulent l'hypothalamus par voie nerveuse, augmentant encore la production d'ocytocine.

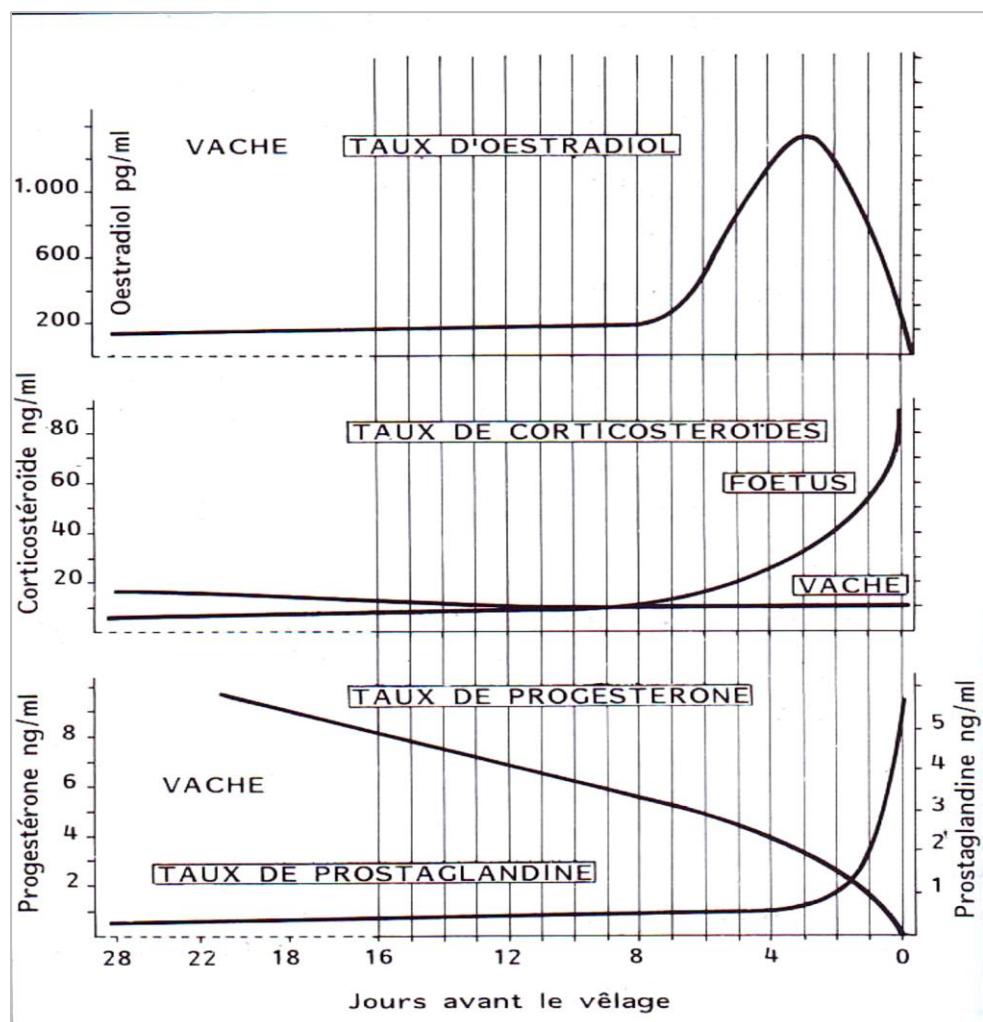


Figure 52. Évolution durant les jours précédant le vêlage des concentrations hormonales chez la vache et le fœtus (œstradiol, corticostéroïdes, progestérone, et prostaglandines).

3. Problèmes survenant fréquemment au vêlage

- Problèmes mécaniques tels que : – mauvaises position et posture du veau – malformation du fœtus – naissance gémellaire – veau de trop grande taille ou bassin trop étroit de la mère / voies de mise-bas souples – torsion (torsion utérine) ;
- Problèmes de carence – un déficit en calcium ou en énergie se traduit par de faibles contractions – état d’embonpoint excessif de la mère (BCS > 4) ;
- Troubles hormonaux ;
- Autres maladies ;
- Stress, main-d’œuvre et environnement ;

1. Maîtrise des cycles sexuels (cycle de reproduction)

Afin de maximiser la rentabilité d'une exploitation bovine, l'objectif annuel est de produire un veau par vache et par an. Après le vêlage, 45 jours sont nécessaires pour obtenir une involution utérine complète. À cette période, les vaches doivent avoir manifesté une reprise de l'activité ovarienne. La mise à la reproduction peut s'envisager dès le 50^{ème} jour et l'insémination fécondante doit avoir lieu avant le 90^{ème} jour. Étant donné que la gestation dure en moyenne 280 jours, l'éleveur n'a que 40 jours pour s'assurer que les vaches sont fécondées, soit 3 périodes de chaleurs potentielles.

1.1. Cycle œstral (rappels physiologiques)

Chez les animaux d'élevage, un cycle sexuel correspond au cycle œstral, c'est-à-dire la période se situant entre deux œstrus consécutifs. Le cycle ovarien correspond à la période délimitée par deux ovulations consécutives.

Les cycles se poursuivent sans interruption et se succèdent tout au long de l'année chez les espèces à cycle continu (vache, lapine, rongeurs). Chez les espèces poly-œstrriennes à activité saisonnière (jument, brebis, chèvre), les cycles n'apparaissent qu'à une période déterminée de l'année (cycle discontinu).

La durée du cycle est à peu près identique chez la vache, la jument, la chèvre et la truie, de l'ordre de 21 jours, sa durée est inférieure chez la brebis (17 jours). L'œstrus est de courte durée chez ces espèces (6-30h) à l'exception de la jument qui présente un œstrus dont la durée varie de 3 à 10 jours. La durée de vie du corps jaune cyclique varie très peu en fonction des espèces, elle est de l'ordre de 12-15 jours.

1.1.1. Chez la vache

La vache est une espèce polyœstrienne à cycles continus, déclenchés à partir de la puberté. Cependant, la succession des cycles peut être interrompu lors de la gestation, du post-partum (environ 3-6 semaines), de périodes de très fortes productions laitières. La période de repos ovarien ou sexuel correspond à l'anœstrus. L'ovulation intervient après la fin des chaleurs et le cycle se poursuit par la formation du corps jaune qui correspond à la phase lutéale (lutéogenèse puis lutéolyse si pas de gestation).

1.1.2. Chez la brebis et la chèvre

Chez la brebis, la chèvre et la jument, l'activité cyclique des ovaires s'interrompt pendant une période de l'année qualifiée d'anœstrus saisonnier. Ces mêmes espèces ne se reproduisent pas au même moment de l'année :

- La saison sexuelle des brebis et chèvres a lieu pendant les jours courts de l'automne et de l'hiver, ils sont donc qualifiés d'espèces de type « jours décroissants » (figure 53). La saison sexuelle varie considérablement en fonction de différents facteurs (race, alimentation, ... etc.). La durée des chaleurs est généralement plus courte chez les agnelles et plus longue en milieu de saison sexuelle qu'au début ou à la fin de celle-ci.

Chez la brebis, les chaleurs durent de 2 à 3 jours. L'ovulation intervient 30h après le début des chaleurs. Chez la chèvre, les chaleurs durent 36h (24 - 48h). L'ovulation 20-48heures après le début des chaleurs.

- La saison de reproduction de la jument coïncide avec les jours longs du printemps et de l'été, elle est donc qualifiée d'espèce de type « jours longs » ou « jours croissants ».

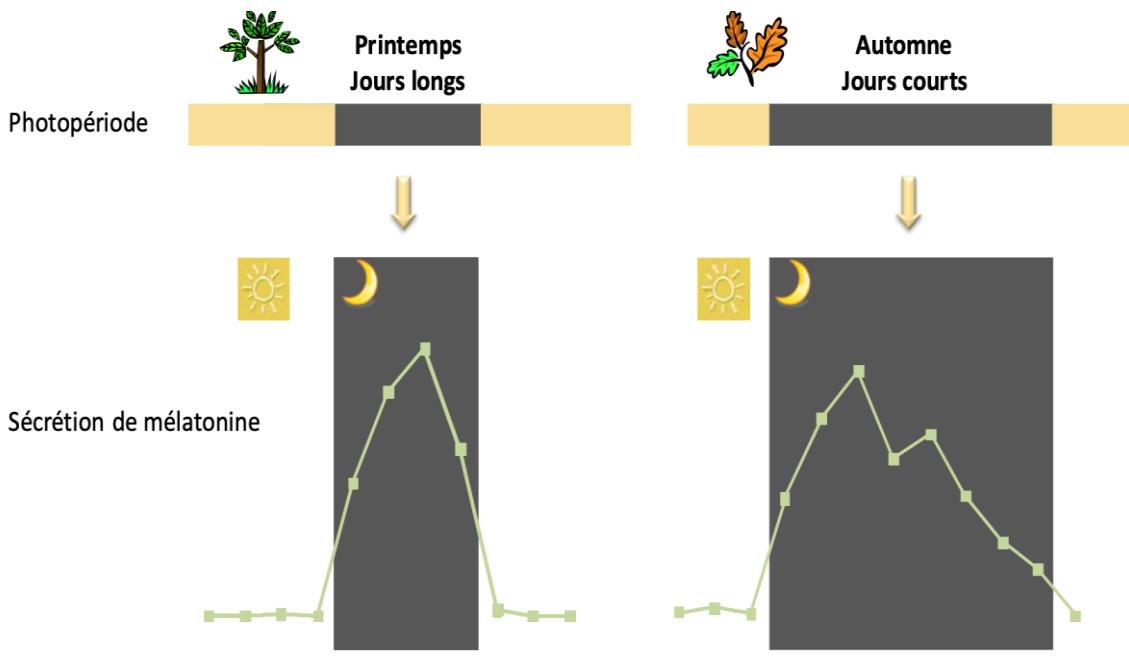


Figure 53. Effet de la photopériode et donc de la sécrétion de mélatonine sur l'activité sexuelle de la chèvre.

1.1.3. Physiologie de l'anœstrus saisonnier (contre saison)

Dans l'anœstrus saisonnier, on distingue l'anœstrus profond (milieu de l'été), où il n'y a ni chaleur ni ovulation, et l'anœstrus léger (début et fin d'une saison sexuelle), où il y a ovulation sans comportement œstral. En effet, l'ovulation et l'expression des chaleurs ne se superposent pas obligatoirement. Dans les périodes de transition entre les saisons de reproduction, on observe souvent des ovulations sans chaleurs, ce qu'on appelle des ovulations silencieuses. Ce phénomène est caractéristique des cycles courts (5-6 jours entre deux ovulations) observables en début et en fin de saison sexuelle.

Pendant l'anœstrus saisonnier, le pic pré ovulatoire de LH est absent à cause de la diminution de la sécrétion de GnRH. L'ovulation ne se produit donc pas, laissant les concentrations de progestérone au niveau basal. La baisse de sécrétion de LH constitue une explication physiologique logique à l'absence d'ovulation en période anœstrale.

1.1.4. Effet de la photopériode

La photopériode est le principal facteur extrinsèque modulant la physiologie endocrinienne et le comportement sexuel des brebis et chèvre par la sécrétion de la mélatonine. Cette hormone est la sécrétion principale de la glande pinéale chez les ovins et les caprins qui traduit les effets de la lumière sur la reproduction. Ainsi, lorsque la durée de la sécrétion de la mélatonine est longue, la brebis interprète ce message comme un jour court, ce qui stimule son activité sexuelle. L'activité sexuelle et ovulatoire commence 6 à 9 semaines après le changement de photopériode.

1.2. Phases du cycle sexuel

Le cycle oestral se décompose en deux phases, folliculaire et lutéale. La phase folliculaire comprend le pro-oestrus et l'oestrus, tandis que la phase lutéale est composée du metoestrus et dioestrus :

- a. **Pro-Oestrus** (phase de maturation folliculaire) : c'est la phase qui précède l'oestrus. Caractérisée par l'augmentation croissante de l'activité folliculaire. L'utérus augmente légèrement de taille, l'endomètre devient congestionné et oedématié. Un seul follicule émerge de cette phase, le follicule de De Graff qui contient l'ovocyte ;
- b. **Oestrus** (chaleurs) : c'est la brève période d'acceptation du taureau, elle dure en moyenne 18 heures. Les chaleurs sont plus courtes chez les génisses que chez les multipares.

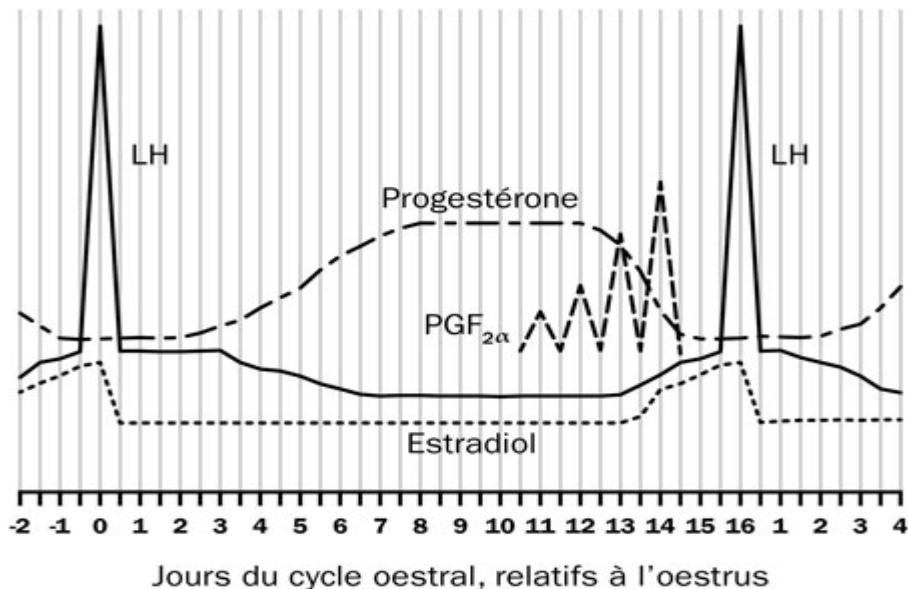
L'oestradiol produit par le follicule pré-ovulatoire stimule la prolifération de la muqueuse vaginale et de l'endomètre. Il active aussi la production d'une grande quantité de mucus cervical clair et filant qui peut s'écouler par la vulve. L'activité contractile du myomètre augmente à cette période. Contrairement aux autres ruminants où l'ovulation a lieu pendant l'oestrus, chez la vache, l'ovulation a lieu environ 12h après la fin des chaleurs. Après l'ovulation débute la phase lutéale ;

- c. **Metoestrus** (post-oestrus) : le metoestrus correspond à la phase de lutéogenèse. Les cellules de la thèque et de la granulosa du follicule ovulatoire se transforment en cellules lutéales à l'origine de la formation du corps jaune. Il y a réduction des sécrétions en provenance de l'utérus et du col utérin ;
- d. **Dioestrus** : c'est la période durant laquelle le corps jaune est mature et secrète de la progestérone. Les glandes utérines sont hypertrophiées, le col utérin est fermé et les sécrétions du tractus génital deviennent faibles. La muqueuse vaginale est pâle. En l'absence de fécondation, le corps jaune régresse, laissant place à une nouvelle phase folliculaire (nouveau cycle).

1.3. Régulation hormonale du cycle oestral

Le cycle oestral est contrôlé par un système de régulation complexe auquel participent plusieurs hormones (figure 54). L'hypothalamus achemine de la gonadolibérine (GnRH) vers la glande pituitaire,

qui envoie à son tour une hormone lutéinisante (LH) et une hormone folliculostimulante (FSH) aux ovaires, les incitant à produire des follicules.



À mesure que les follicules poussent, ils créent de l'estradiol, qui est reflué vers le cerveau et provoque les chaleurs chez la brebis. La quantité d'estradiol envoyée au cerveau augmente à mesure que les follicules deviennent plus gros. Quand les follicules atteignent un diamètre entre 0,5 et 1 cm, la concentration d'estradiol dans le sang est à son maximum et le cerveau libère une grande quantité de LH, causant l'ovulation. Après l'ovulation, le follicule qui abritait l'œuf s'affaisse et forme un corps jaune qui sécrète de la progestérone. Cette hausse de progestérone envoie un signal à l'hypothalamus de diminuer la production de la GnRH, ce qui réduit la croissance folliculaire, causant la suppression de l'oestrus et de l'ovulation tant que le niveau de progestérone reste élevé. Si une gestation n'est pas induite (ce qui maintiendrait des niveaux élevés de progestérone), l'utérus va sécréter l'hormone prostaglandine F2 α (PGF2 α). Cette hormone provoque l'élimination du corps jaune et la diminution du taux de progestérone. Il en résulte que l'hypothalamus produit à nouveau de la GnRH et que le cycle recommence.

2. Synchronisation des chaleurs et techniques d'induction des ovulations

La durée des cycles qui varie avec les espèces et les individus d'une même espèce fait un échelonnement des chaleurs au long des jours et des heures. Et comme la détection de ces chaleurs demande de l'attention et du temps, comme elles sont parfois silencieuses et les retards de fécondation sont fréquents. Et qui dit chaleurs et saillies échelonnées, dit aussi naissances dispersées, d'où difficulté de programmer le travail, et l'alimentation.

2.1. Chez la vache

2.1.1. Objectifs

La détection des chaleurs est parfois difficile en hiver, surtout en stabulation entravée et sur les premières chaleurs après la mise-bas. De plus, certaines vaches laitières ont un anœstrus post-partum particulièrement long (supérieur à 2 mois), chez les vaches fortes productrices notamment.

Les avantages de regroupement « synchronisation » des chaleurs :

- Lorsque l'on veut pratiquer l'insémination artificielle dans des buts génétiques ou pour les petits effectifs ne nécessitant pas la présence d'un taureau ;
- Pour remédier à la longueur de l'anœstrus post-partum qui est plus long chez les vaches de races à viande que chez les vaches laitières ;
- Il est intéressant pour la gestion, l'organisation du travail et des congés, de programmer les inséminations, les vêlages, l'élevage des veaux, les mises à l'engraissement, les ventes.....etc ;
- L'induction de l'ovulation à date voulue ;

2.1.2. Détection des chaleurs

Selon les espèces, les chaleurs se manifestent différemment, ce qui conditionne la mise à la reproduction naturelle (monte) ou artificielle (insémination).

2.1.2.1. Chaleurs silencieuses

La détection des chaleurs est indispensable pour l'insémination artificielle en élevages laitiers mais aussi pour prévoir le planning des vêlages en élevages viandeux, car l'intervalle vêlage-vêlage (IVV) doit être le plus proche d'un an. Les difficultés de détection s'expliquent par :

- La mauvaise interprétation des signes qui précèdent et marquent les chaleurs ;
- La durée très variable des chaleurs ; de 8 à 24h dont 1/3 inférieures à 12h ;
- Certaines chaleurs sont silencieuses (discrètes) ; le follicule ne produit pas suffisamment d'œstrogènes (hormone des chaleurs) pour déclencher les signes des chaleurs ;
- Le manque d'observation des vaches à des moments favorables ;

L'acceptation du chevauchement est la seule manifestation qui garantit les chaleurs ; l'observation des vaches doit se faire en dehors de la traite ou de l'alimentation. L'éleveur doit observer les vaches au moins 2 fois par jour ; tôt le matin et tard le soir. On peut considérer qu'un éleveur exercé (expert ou habile) peut détecter 80 à 90 % des chaleurs.

2.1.2.2. Techniques de détection des chaleurs

Dans les troupeaux laitiers, la détection des chaleurs est plus délicate, il faut alors observer très attentivement les vaches à l'occasion de la traite (2 fois / jour). On utilise alors un animal muni sous le cou d'un licol à crayon marqueur ; il s'agit soit d'un taureau vasectomisé (c'est-à-dire dont les canaux déférents ont été sectionnés) soit de vaches androgénisées (injectées d'androgènes offrant responsables de comportement du mâle). L'avantage de ce dernier recours est le moindre coût, l'effet temporaire et réversible du traitement hormonal par androgènes et l'absence de risques de contamination des vaches par un taureau.



Figure 55. Licol marqueur pour bovin (détecteur de chaleurs)

2.1.3. Protocoles hormonaux d'induction de l'ovulation

Pour l'induction de l'ovulation, quatre procédés hormonaux sont disponibles : procédés à base de progestagènes et PMSG et procédés à base de prostaglandines « PGF_{2α} (utilisation simple ou en association avec le procédé à base de progestagènes et PMSG) :

- Progestagènes (*SYNCHRO-PART PRID*) = analogue de la progestérone
- PMSG (*CHRONOGEST-PMSG*) = effet hormones antéhypophysaires (FSH)
- PGF_{2α} (*PROSTAVET, PROSOLVIN, ALFABEDYL, ...*) = action sur les ovaires (provoquer le retour en chaleur entre le 8^{ème} et le 9^{ème} j du cycle) par destruction du corps jaune.

2.1.3.1. Procédés à base de progestagènes et de PMSG

Ces procédés consistent à bloquer pendant environ 10 jours l'évolution de tout follicule et donc de toute ovulation, puis par arrêt du traitement, à provoquer un basculement hormonal qui provoque l'ovulation:

A- Imprégnation de progestagènes (effet progestatif)

La diffusion dans le sang de la vache des progestagènes de synthèse de façon continu pendant 8 à 12j , sous forme d'un implant sous cutané ou d'une spirale vaginale, permet de :

- A. Bloquer les cycles, c'est-à-dire empêcher tout développement folliculaire, l'apparition des chaleurs et donc de l'ovulation ;
- B. Préparer l'axe hypothalamo-hypophysaire à la sécrétion des hormones folliculo-stimulantes GnRH, FSH et LH, dès l'arrêt de cette imprégnation par les progestagènes.

Le retrait de l'implant après la période recommandée entraîne une chute brutale du taux sanguin de progestérone, d'où un pic de LH qui provoque l'ovulation. Les chaleurs apparaissent 24 à 48h après l'arrêt du traitement.

Planche 2-29 - LA SYNCHRONISATION DES CHALEURS CHEZ LES BOVINS - I - LES PROCEDES

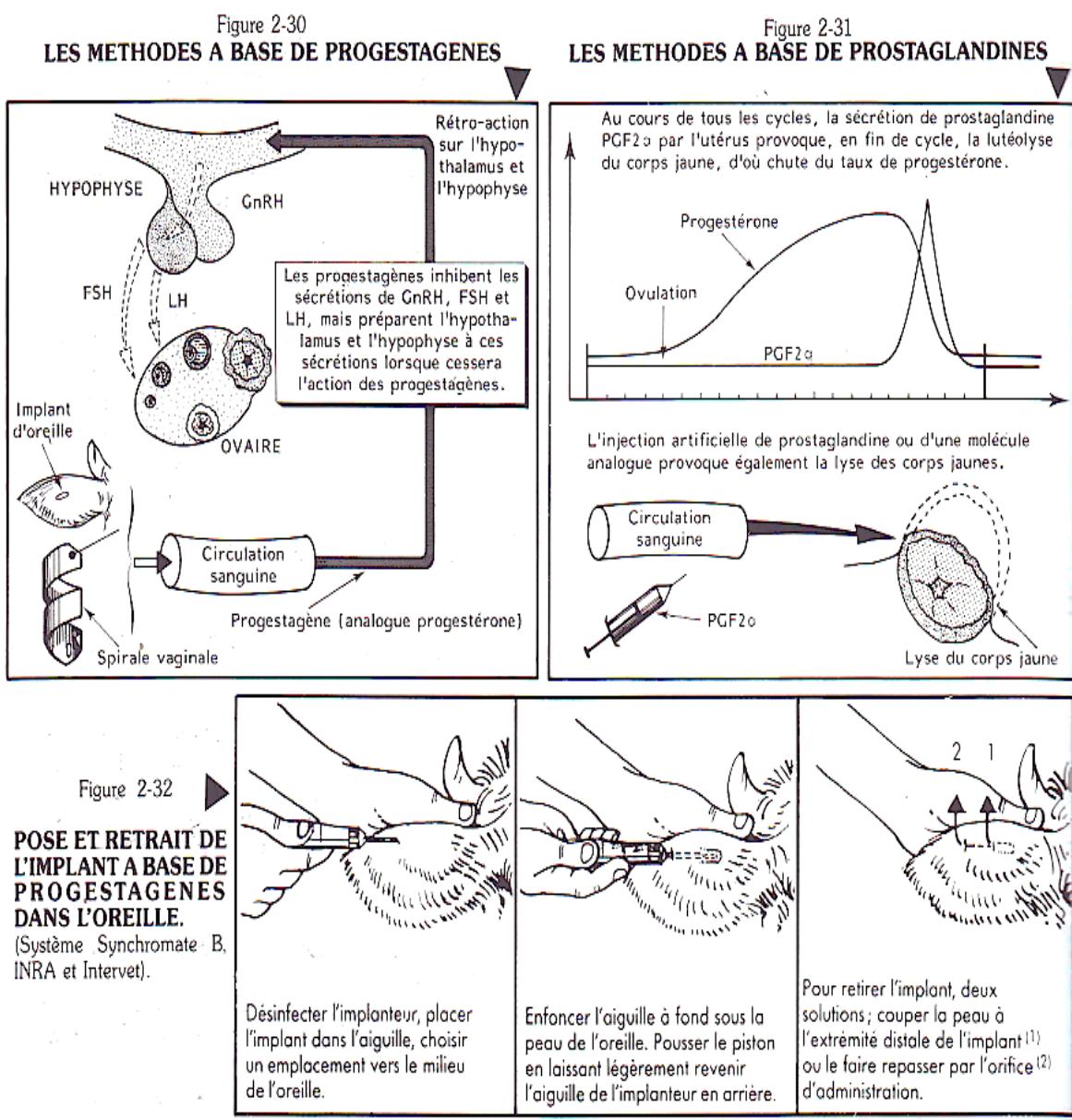


Figure 56. Protocoles hormonaux de synchronisation des chaleurs chez le bovin (Soltner, 2001)

B- Basculement hormonal favorisé par la PMSG (effet GnRH génératrice de la FSH)

Après 10 jours de l'imprégnation par les progestagènes, on retire l'implant ou la spirale et on injecte tout de suite le retrait une certaine quantité de PMSG pour s'assurer des ovulations. Par conséquent, l'hypothalamus réagit en sécrétant la GnRH qui stimule la sécrétion par l'anté-hypophyse de la FSH et LH et une nouvelle ovulation se prépare.

2.1.3.2. Procédés à base de prostaglandine (effet lutéolytique)

La prostaglandine sécrétée par l'utérus à la fin de chaque cycle (17-19^{ème} jour) et à la fin de la gestation, est responsable de la régression du corps jaune et de l'arrêt de la sécrétion de progestérone.

Plusieurs analogues à la PGF_{2α} utilisés dans le but d'induire l'ovulation, sont utilisés seuls ou en association aux procédés progestagènes + PMSG :

- a) Utilisation simple pour synchronisation des femelles cyclées qui présentent un corps jaune à la palpation rectale) : administrée entre le 5^{ème} et le 17^{ème} jour du cycle (par voie intramusculaire), elle entraîne la chute du niveau de progestérone et l'apparition des chaleurs dans les 2 à 3 jours qui suivent. En revanche, avant le 5^{ème} et après le 17^{ème} jour, la prostaglandine F2 alpha ne modifie pas la durée du cycle normal : soit le corps jaune est trop jeune pour être sensible aux prostaglandines, soit il est déjà en train de dégénérer sous l'effet des prostaglandines sécrétées naturellement par l'utérus de la vache en fin de cycle. Une seule administration de prostaglandine ne permet pas de synchroniser toutes les femelles d'un troupeau, il faut réaliser deux injections à 11 ou 12 jours d'intervalle afin de regrouper toutes les chaleurs. Au moment de la deuxième injection, théoriquement entre J5 et J17, toutes les femelles sont réceptives à la prostaglandine et les chaleurs apparaissent 48 h à 72 h plus tard. Attention, l'utilisation de la prostaglandine chez une femelle gestante entraîne un avortement.
- b) Utilisation associée aux méthodes "progestagènes + PMSG" chez les femelles en anœstrus (non cyclées) : pour les VL ayant reçu un implant progestagène dans l'oreille (figure 56), il est recommandé de faire une injection de prostaglandine au bout de 9 à 10 jours afin de dissoudre un éventuel corps jaune qui risquerait de gêner le déclenchement de l'ovulation après le retrait de l'implant.

2.2. Chez la brebis et la chèvre

2.2.1. Objectifs

Toutes les femelles (en activité sexuelle ou en anœstrus) doivent être préparées selon divers protocoles pour la sécrétion hypophysaire des hormones (FSH et LH). Le système endocrinien est sensibilisé par les analogues de la progestérone naturelle. Dans tous les cas, la présence du bœuf est

indispensable. La synchronisation des chaleurs est une méthode de maîtrise hormonale des cycles fréquemment utilisée dans les grands élevages. Elle permet de :

- Profiter au mieux des disponibilités fourragères ;
- D'adopter l'offre à la demande d'agneaux ;
- Limiter les périodes improductives (en réduisant les périodes d'ancestrus) ;
- Augmenter la prolificité des femelles
- Accélérer le progrès génétique en permettant une utilisation plus large de l'insémination artificielle ;
- A petite échelle, une organisation rationnelle du travail, synchronisation des mise-bas ;
- Faciliter la surveillance et diminuer la mortalité néonatale.

Planche 2-34 - LA SYNCHRONISATION DES CHALEURS CHEZ LES BOVINS : LES SCHEMAS DE TRAITEMENTS

Figure 2-35

LES SCHEMAS DE TRAITEMENTS HORMONAUX A BASE D'IMPLANTS LIBERANT UN PROGESTAGENE (Procédé Synchromate B), chez les vaches et génisses, avec injection de PMSG et de prostaglandine PGF2a.

1) Génisses laitières

2) Génisses de boucherie
Vaches allaitantes

3) Vaches laitières

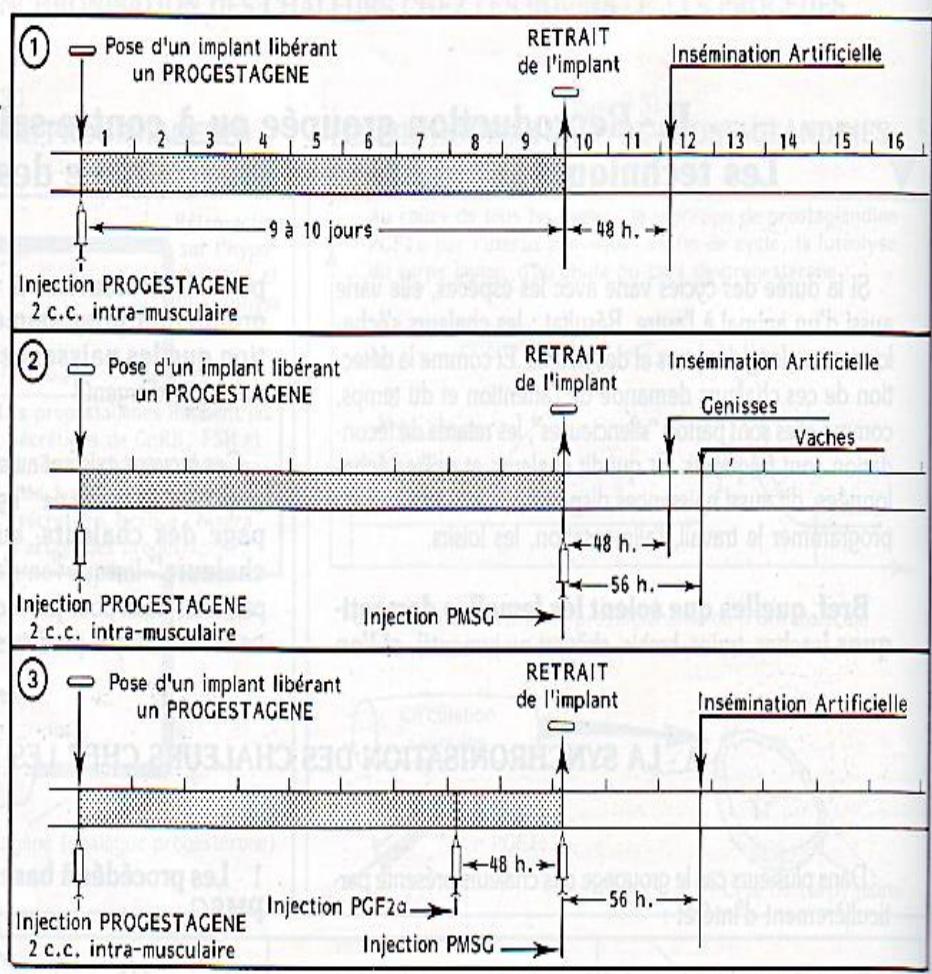


Figure 57. Synchronisation des chaleurs chez différentes catégories de bovins (Soltner, 2001)

2.2.2. Procédés non hormonaux de désaisonnement sexuelle et de synchronisation des ovulations

2.2.2.1. Objectifs

Les méthodes zootechniques conviennent pour induire ou grouper les ovulations, sans véritablement synchroniser les chaleurs. Ces procédés permettent chez les petits ruminants d'avancer plus ou moins la saison sexuelle et de grouper les chaleurs, donc les fécondations et les mises-bas.

L'effet de ces procédés est encore plus net chez l'ovin avec l'emploi de bétails vasectomisés munis de licol marqueur introduits dans le troupeau, ou de bétails normaux munis d'un tablier empêchant de saillir les brebis et licol, marqueur (figure 58). Lors du remplacement du ou des bétails par les bétails reproducteurs, les cycles se sont bien établis et le groupage devrait s'étaler sur la durée d'une chaleur.

Elles sont représentées par :

- **L'effet mâle (effet bétail et effet bouc)** : l'introduction d'un bétail dans un troupeau de femelles en anœstrus léger permet de déclencher l'apparition des chaleurs et de l'ovulation entre 18 et 25 jours suivant l'introduction du bétail. Les femelles ont été isolées totalement des mâles depuis au moins un mois. C'est les phéromones émises dans l'urine du mâle qui est responsable ;
- **L'effet brebis** : certaines recherches montrent que la présence de brebis en chaleur peut stimuler l'activité œstrale dans un groupe de brebis en anœstrus. Il semble que ce soit, comme pour l'effet bétail, des signaux olfactifs, visuels et auditifs qui induiraient l'effet brebis ;
- **L'effet groupe** : il est obtenu par la mise en lot de femelles, qui augmente la durée des chaleurs. L'induction hormonale de l'œstrus chez plusieurs chèvres et brebis du troupeau suffit parfois à induire la reprise des cycles des femelles non traitées ;
- **La photopériode** : la durée d'éclairement détermine en grande partie le début et l'arrêt de la saison d'activité sexuelle chez la brebis et le bétail. Des modifications majeures dans la période d'éclairement naturelle permettent d'amorcer la reprise de l'activité de reproduction à un moment de l'année où elle est naturellement diminuée. L'objectif de ce traitement est donc de manipuler l'horloge biologique interne des animaux. Le principe général consiste à créer des périodes de luminosité artificielle de jours longs et de jours courts durant une partie de l'année. Il existe une grande variété de programmes lumineux. Le principal avantage de cette technique est de permettre une activité sexuelle intense en contre-saison pendant une période prolongée ;
- **Le stress** : certains stress peuvent provoquer la venue en chaleur des brebis, tel le transport. Ainsi, une activité sexuelle plus intense est remarquée quand les brebis sont transférées dans une nouvelle bergerie. Il semble que ce soit davantage le changement d'environnement que le simple effet du transport qui induirait ce changement dans l'activité sexuelle. Également, les changements

climatiques rapides, par exemple lorsque des brebis en bergerie chaude sont transférées en bergerie froide pour l'accouplement, entraînent généralement le déclenchement d'une activité sexuelle plus intense. Il est difficile de préciser si cette activité sexuelle résulte du changement climatique uniquement ou si le changement d'environnement a également un rôle à jouer. La réponse est probablement une combinaison des deux facteurs ;

- Le flushing : consiste à augmenter le niveau énergétique de l'alimentation sur une courte période, améliorant la fertilité des femelles maigres ;



Figure 58. Tablier et Licol marqueur (pour détection des chaleurs)

2.2.2.2. Techniques de détection

Pour la détection des chaleurs, équipez les mâles utilisés avec un tablier marqueur puis présentez les femelles au bouc selon 2 approches :

- A. Détection avec présentation individuelle des femelles au mâle ; méthode la plus efficace puisqu'elle identifie clairement les femelles qui acceptent le chevauchement par le bouc. Bien organisée, cette méthode peut être rapide (figure 59).

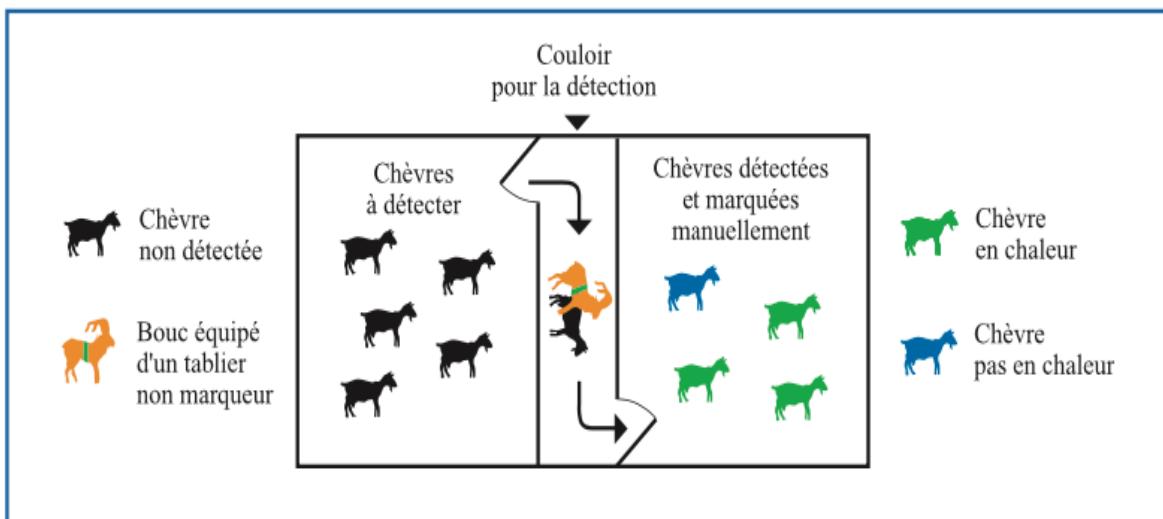


Figure 59. Détection avec présentation individuelle des femelles au bouc.

B. Détection en lot avec un mâle équipé d'un tablier marqueur : méthode équivalente à la précédente en termes d'identification des femelles en chaleur. Il est recommandé de retirer les femelles marquées au fur et à mesure afin d'éviter que le mâle ne s'attarde trop sur les mêmes femelles.

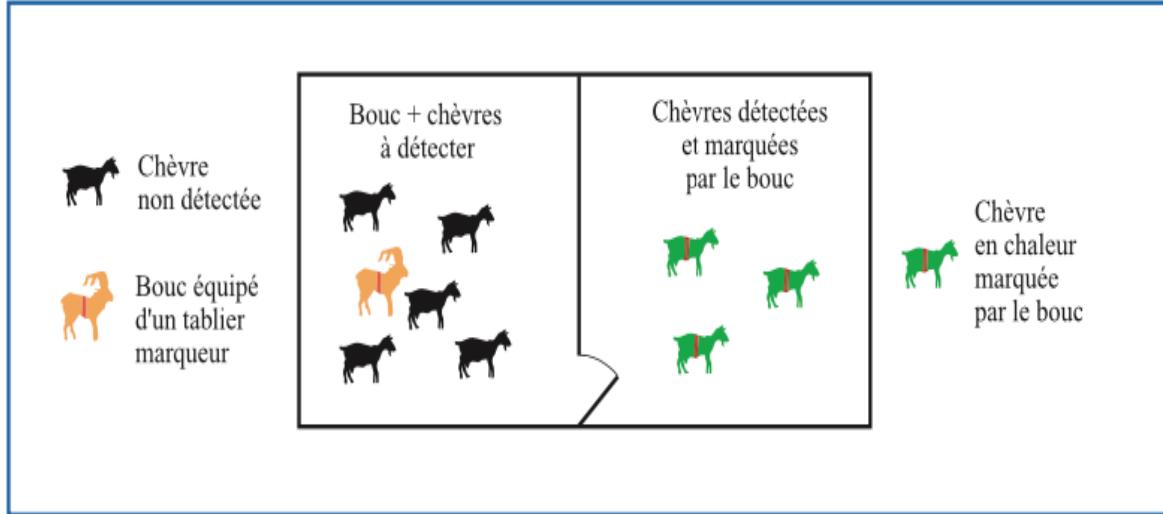


Figure 60. Détection des chaleurs en groupes de femelles.

Seules les femelles qui acceptent le chevauchement (immobilisation sans contrainte) dans les 30 heures après le retrait de l'éponge seront inséminées.

Il faut prévoir plusieurs mâles entraînés afin de les renouveler régulièrement. Il faut s'assurer qu'ils sont en nombre suffisant : plus le lot est grand, plus le nombre de mâles doit être important. Il ne faut pas réaliser la détection avec un jeune mâle qui n'a jamais sailli. Attention au problème de taille ; un animal trop jeune et plus petit pourrait se fatiguer plus vite.

2.2.3. Protocoles hormonaux (progestérone+PMSG)

Le choix de la technique a adopté pour le désaisonnement est beaucoup plus difficile à faire. Chaque technique d'induction des chaleurs a ses avantages et ses limites.

2.2.3.1. Éponge vaginale

La synchronisation des chaleurs par éponges vaginales (figure 62) ont été mises au point en Australie dans les années 1960. Les dérivés de progestérone dont elles sont imbibées bloquent l'activité ovarienne, supprimant ainsi les chaleurs. La levée de cette inhibition entraîne le redémarrage du cycle et donc l'induction des chaleurs. La gonadotrophine (PMSG) injectée au moment du retrait de l'éponge renforce l'ovulation.

- **Brebis/agnelles :** chez les brebis et les agnelles, des éponges vaginales imprégnées d'un progestagène de synthèse (acétate de flugestone) sont utilisées. Les éponges sont mises en place pour une durée de 14 jours (en saison sexuelle) ou de 12 jours (en contre-saison pour les brebis).
- Le jour du retrait de l'éponge, on pratique une injection par voie intramusculaire de PMSG (à effet LH). Après le retrait de l'éponge et l'injection de PMSG, les premières chaleurs apparaissent au bout de 24 heures. Les brebis seront inséminées 55 heures après le retrait de l'éponge pour les brebis, 52 heures pour les agnelles. En lutte naturelle, le bétail est placé deux fois en présence des femelles, 48 et 60 heures après le retrait de l'éponge. Prévoir un bétail pour 5 agnelles ou 10 brebis en période sexuelle, pour 3 agnelles ou 5 brebis en contre-saison.
- **Chèvres/chevrettes :** le protocole est adapté au métabolisme des caprins, nettement plus actif que celui des ovins. La dose de progestagènes incorporée dans les éponges est supérieure ; la durée de pose est également supérieure (17 à 21 jours). De même, les doses de PMSG à injecter au moment du retrait de l'éponge sont différentes. La chèvre peut être saillie dès qu'elle accepte l'accouplement, soit 36 à 48 heures après le retrait de l'éponge (1 bouc pour 5 chèvres). Une 2^{ème} saillie sera pratiquée 12 heures après la 1^{ère} (figure 56). En cas d'insémination artificielle, elle sera pratiquée 43 heures après le retrait de l'éponge.

Figure 2-67. LE MOMENT DE LA SAILLIE OU DE L'INSEMINATION, AVEC SYNCHRONISATION DES CHALEURS PAR LA METHODE CHRONOGEST-CAPRINS, INRA ET INTERVET
(Intervet, 43 avenue Joxé, 49000 Angers).

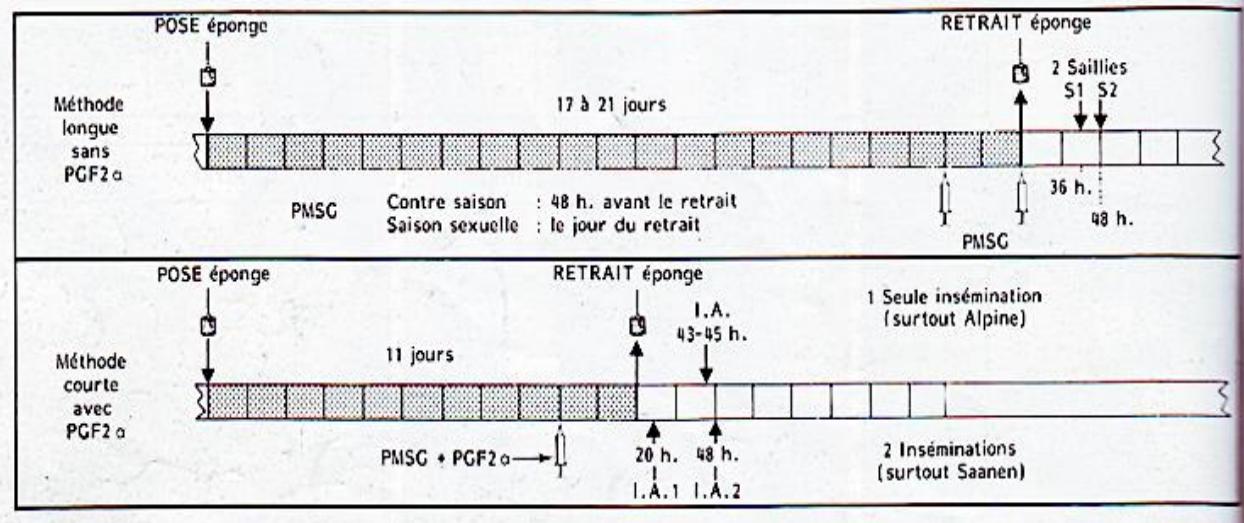


Figure 61. Protocoles hormonaux de synchronisation des chaleurs chez la chèvre (avec ou sans PGF2 α)
(Soltner, 2001)

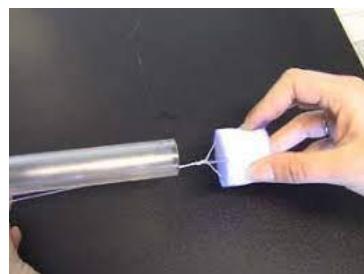


Figure 62. Éponge vaginale

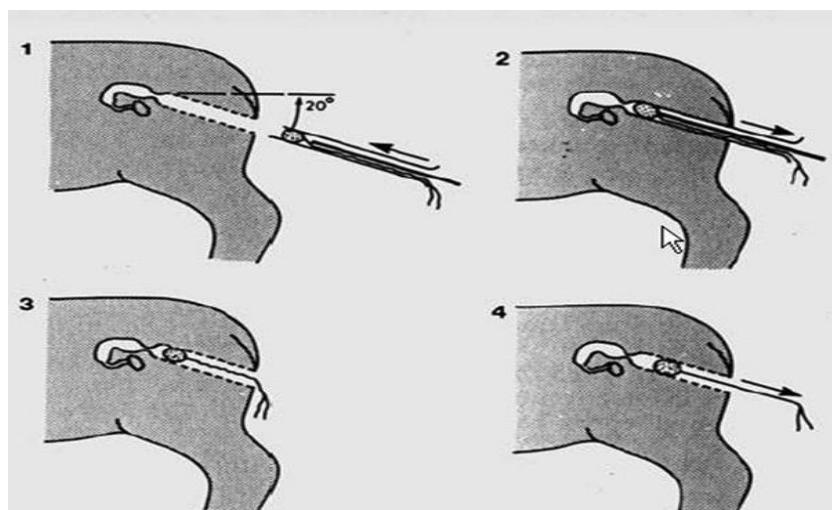


Figure 63. Pose de l'éponge vaginale (Castonguay, 2006)

2.2.3.2. Autres procédés hormonaux

En plus de l'éponge vaginale qui permet d'induire les chaleurs des brebis, d'autres techniques ont été développées selon le même principe comme alternative à ce procédé hormonal :

A. Distributeur CIDR « control internal drug release » : (figure 64) développé en Nouvelle Zélande au cours des années 80 et pratiqué en Europe depuis 2008, est inséré dans le vagin de la brebis pour une période de 7-14j. Même efficacité que l'éponge vaginale ;

B. MGA « acétate de mélangestrol » : analogue de la progestérone naturelle qui est actif lorsqu'administré par voie orale. Durée de traitement est de 12 jours. Inhibant de la venue des chaleurs chez la brebis ;



Figure 64. Le CIDR.



Figure 65. Un CIDR avec son applicateur
(Castonguay, 2014)

C. Mélatonine : la mélatonine est une hormone produite par la glande pinéale (au niveau du cerveau) pendant la nuit, qui informe l'organisme des variations de la longueur des jours. Chez les petits ruminants, l'allongement des nuits entraîne une augmentation de la sécrétion de mélatonine, à l'origine du déclenchement de l'activité sexuelle.

La mélatonine peut être injectée, ajoutée à l'alimentation ou libérée progressivement (pendant 3 à 4 mois) via implant posé sous la peau, généralement à l'oreille. La mélatonine ne présente pas seulement un traitement de synchronisation et d'induction des chaleurs, mais permet aussi d'avancer la saison sexuelle de 1 mois $1/2$ – 2 mois, d'où un effet de regroupement des agnelages ou chevrotages.

Deux protocoles sont possibles :

- Traitements sans synchronisation (lutte naturelle) : les bœufs ou les bœufs sont mis en présence des femelles 45 à 50 jours après la pose de l'implant sur celles-ci. L'activité sexuelle commence généralement après un délai de 3 à 10 jours. L'introduction de bœufs vasectomisés pendant les 14 premiers jours permet d'obtenir une période d'agnelage plus brève. Le pic d'activité sexuelle se produit environ 10 à 30 jours après l'introduction des bœufs.

- Traitements avec synchronisation (insémination artificielle ou lutte naturelle) : le traitement par la mélatonine peut être associé à un traitement de synchronisation des chaleurs à l'aide d'éponges vaginales à base d'acétate de flugestone et d'une administration de PMSG selon le schéma suivant:
 - Jour 1 : pose de l'implant ;
 - Jour 33 : pose d'une éponge vaginale ;
 - Jour 47 : retrait de l'éponge et administration intramusculaire de PMSG (selon les schémas d'utilisation précédents).

L'insémination artificielle doit être pratiquée 54-56 heures après le retrait de l'éponge.

D. Prostaglandine : l'injection de prostaglandine est seulement efficace seulement avec des femelles cycliques (pas en contre saison). La PGF2 α ou l'un de ses analogues entraîne la destruction des corps jaunes et provoque la venue des chaleurs des brebis. L'injection de cette hormone est efficace entre les jours 4 et 14 du cycle (phase lutéale) (figure 56), soit pendant la période où les corps jaunes sont présents. Pour s'assurer que toutes les brebis d'un groupe traité ont au moins un corps jaune, qu'elles sont donc en mesure d'être synchronisées, on réalisera deux injections intramusculaires de 15-20 mg de PGF2 α à 11 jours d'intervalle. Les brebis viendront en chaleur entre 2 et 4 jours suivant la seconde injection.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Adams GP, Jaiswal R, Singh J, Malhi P, 2008. Progress in understanding ovarian follicular dynamics in cattle. *Theriogenology*; 69 (1) : 72 - 80.
- Amann RP, 1983. Endocrine changes associated with onset of spermatogenesis in Holstein bulls. *J. Dairy Sci.* 66 (12).
- Arkinson TJ, 2004. Evaluation of fertility and infertility in natural service bulls. *Vet J Lond.* 168 (3).
- Ayalon N, 1978. A review of embryonic mortality in cattle. *Reproduction*. novembre 1978. Vol. 54, n° 2, pp. 483-493. DOI 10.1530/jrf.0.0540483.
- Ball PJH, Peters A.R, Peters A.R, 2004. *Reproduction in cattle*. 3rd edition. Oxford, UK ; Ames, Iowa : Blackwell Pub. 242 p.
- Baril G, Chemineau P, Cognie Y, Guérin Y, Lebœuf B, Orgeur P et Vallet J-C, 1993. Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. INRA. Etude FAO production et santé animales 83.
- <http://www.fao.org/3/t0121f/T0121F03.htm#fig.17>
- Barone R, 2001. Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4. Splanchnologie II. Appareil uro-génital. Fœtus et ses annexes. Péritoine et topographie abdominale. 3^{ème} Edition. Paris : Vigot. 896 p.
- Bazer Fuller W, Spencer Thomas E, Johnson Greg A, Burghardt Robert C and Guoyao Wu, 2009. Comparative aspects of implantation. Review reproduction. Society for reproduction and fertility . 15 pages: 195-209.
- <https://rep.bioscientifica.com/downloadpdf/journals/rep/138/2/195.xml>
- Bonnes G, Batellier F, 2005. *Reproduction des animaux d'élevage*. 2^{ème} Edition. Dijon: Educagri Éditions. 407 p.
- Bordas C, 1988. L'examen microscopique du sperme et l'interprétation de ses résultats dans le contexte de la monte naturelle en zone charolaise. *Recl Médecine Vét.*;164 (6/7).
- Brito L.F.C, Silva AEDF, Rodrigues L.H, Vieira FV, Deragon L.A.G, Kastelic J.P, 2002. Effect of age and genetic group on characteristics of the scrotum, testes and testicular vascular cones, and on sperm production and semen quality in AI bulls in Brazil. *Theriogenology*. 58 (6).

Castonguay F, 2006. Techniques d'induction des chaleurs. L'éponge vaginale. Fiche technique groupe de recherche sur les ovins. Agriculture et agroalimentaire. Canada.

http://www.ovins.fsaa.ulaval.ca/uploads/tx_centrerecherche/FICHE_TECH_EPO_NGES

Casonguay F, 2014. Induction et synchronisation des chaleurs avec le CIDR. 16 pages. https://ovins.fsaa.ulaval.ca/fileadmin/centre_recherche/publications/documents/Re_production_CIDR_2014.pdf

Castonguay F, 2018. La reproduction chez les ovins. Faculté des sciences de l'Agriculture et de l'alimentation. Université LAVAL. Quebec. CANADA. 145 pages, Mars 2018.

https://ovins.fsaa.ulaval.ca/fileadmin/Fichiers/Conferences/La_reproduction_chez_les_ovins_2018.pdf

Chu DS, Shakes DC, 2013. Spermatogenesis. *Adv Exp Med Biol.* 757 : 171 - 203.

Danielson M, 2014. Le cycle cellulaire: la mitose et la méiose SBI3U. <https://esna.cscmonavenir.ca/files/2014/02/Cycle-Cellulaire-2014.pdf>

Descôteaux L, Colloton J, Gayrard V et Picard-Hagen N, 2016. Bovine Pregnancy. In : Practical Atlas of Ruminant and Camelid Reproductive Ultrasonography. Ames, Iowa, USA: John Wiley & Sons. pp.81-99. ISBN 978-1-119-26581-8. Disponible à l'adresse <http://doi.wiley.com/10.1002/9781119265818.ch6>

Descôteaux L et Vaillancourt D, 2012. Gestion de la reproduction des bovins laitiers. MED'COM. 2012. Vade-Mecum.

Driancourt MA, 2001. Regulation of ovarian follicular dynamics in farm animals. Implications for manipulation of reproduction. *Theriogenology.* 55 (6).

Drion PV, Ectors FJ, Hanzen C, Houtain J-Y, Lonergan P, Beckers J-F, 1996. Régulation de la croissance folliculaire et lutéale : 2. Ovulation, corps jaune et lutéolyse. LE POINT VETERINAIRE, vol. 28, numéro spécial "Reproduction des ruminants" 1996.

Dudouet C, 2004. La production des bovins allaitants, Paris, La France Agricole, 2004, 383 p. (ISBN 2-85557-091-3).

Dumont P, 1997. Appréciation de la fonction sexuelle du taureau reproducteur. Point Vét. 28 (185) : 19-30.

Edson MA, Nagaraja AK, Matzuk MM, 2009. The Mammalian Ovary from Genesis to Revelation. *Endocr Rev.* 30 (6) : 624 - 712.

EL-Fadili M, Derqaoui L, Francois D, Bodin L, 2008. Taux d'ovulation et prolificité chez les brebis D'man, Timahdite et leurs croisées ovulation rate and prolificacy of D'man, Timahdite and D'man x Timahdite crossbred ewes. Renc. Rech. Ruminants, 2008, 15.

http://www.journees3r.fr/IMG/pdf/2008_12_reproduction_08_ElFadili.pdf

Forde N, Beltman ME, Lonergan P, Diskin M, Roche JF, Crowe MA, 2011. Oestrous cycles in Bos taurus cattle. Anim Reprod Sci. 124 (3-4).

Fuerst-Waltl B, Schwarzenbacher H, Perner C, Sölkner J, 2006. Effects of age and environmental factors on semen production and semen quality of Austrian Simmental bulls. Anim Reprod Sci. 95 (1-2) : 27 - 37.

Franciolli ALR, Cordeiro BM, DA Fonseca ET, Rodrigues MN, Sarmento CAP, Ambrosio CE, DE Carvalho AF, Miglino MA et Silva LA, 2011. Characteristics of the equine embryo and fetus from days 15 to 107 of pregnancy. Theriogenology. septembre 2011. Vol. 76, n° 5, pp. 819-832. DOI 10.1016/j.theriogenology.2011.04.014.

Frandsen RD, Wilke WL, Fails AD, 2009. Anatomy and Physiology of Farm Animals. 7th Edition. Seventh Edition. Ames : Wiley-Blackwell. 512 p

Gayraud V, 2007. Physiologie de la reproduction des mammifères. École Nationale vétérinaire, Toulouse, 198 pp.

Gayraud V, 2012. Physiologie du système reproducteur de la vache laitière. Editions MED'COM, 13 pages. https://hal.inrae.fr/hal-02802323/file/VAD%20MED%20-%20VG%20-%20parturition%20-p27-%202012_2.pdf

Gayraud V, 2018. Physiologie de la reproduction des mammifères domestiques. 16 pages. <http://physiologie.envt.fr/wpcontent/uploads/Gayraud/Enseignement/polyreprod2018.pdf>

GIPSA, 2009. UC 10 – OPTIONS S UC 10.2 – ANIMAUX DE RAPPORT. MODULE 10.2.4. REPRODUCTION. Cours.

<http://eva.apform.fr/docs/gipsa/03.Reproduction.COURS.v1109.pdf>

Goldberg E, Zirkin BR, 2018. Spermatogenesis : Overview. Dans: Encyclopedia of Reproduction . second edition. San Diego : Elsevier. P 13-8.

Guerin D, 2018. Feuilleton vêlage. In <https://www.gdscreuse.fr/?p=6465>

Guillomot, M, 2001. Chapitre 21 : L'implantation du blastocyste. In : Thibault, C. et Levasseur, M.C., La reproduction chez les mammifères et chez l'homme. Paris : INRA Éditions / Ellipse. pp. 457-478. ISBN 978-2-7298-0417-6.

- Hafez B, Hafez ESE, 2000. Rédacteurs. *Reproduction in farm animals*. 7th edition. Philadelphia : Lippincott Williams & Wilkins. 509 p.
- Hagen N, Fernandez L et Berthelot X, 2013. Examen de l'appareil génital de la vache Pathologies de la Reproduction. Propédeutique- Sémiologie - Année A1. Travaux dirigés.
- Hamilton T, Stark D, 2006. La fertilité du taureau de boucherie [En ligne]. Imprimeur de la reine pour l'ONTARIO. <http://www.omafra.gov.on.ca/french/livestock/beef/facts/06-016.htm>
- Hanzen CH, 2007. « Rappels anatomophysiologiques relatifs à la reproduction de la vache ».
- Hess RA, de Franca LR, 2009. Spermatogenesis and Cycle of the Seminiferous Epithelium. Dans: Cheng CY, redactor. *Molecular Mechanisms in Spermatogenesis*. New York, NY : Springer New York. p. 1-15.
- Hopper RM, 2015. Redactor. *Bovine reproduction*. Ames, Iowa : John Wiley & Sons Inc. 800p
- Johnson KR, Dewey CE, Bobo JK, Kelling CL, Lunstra DD, 1998. Prevalence of morphologic defects in spermatozoa from beef bulls. *J Am Vet Med Assoc*. 213 (10) : 1468 - 71.
- Kastelic JP, Thundathil JC, 2008. Breeding soundness evaluation and semen analysis for predicting bull fertility. *Reprod Domest Anim Zuchthyg*. 43 Suppl 2 : 368 - 73.
- Konig HE, Plendl J, Liebich HG, 2014. Veterinary anatomy of domestic mammals. Textbook and colour atlas. 6th Edition. Stuttgart : Schattauer. 681 p.
- Mamo S, Mehta JP, Forde N, Mc Gettigan P, Lonergan P, 2012. Conceptus-Endometrium Crosstalk During Maternal Recognition of Pregnancy in Cattle1. *Biol Reprod*. 87 (1).
- Manciaux L, Chambon G, 2011. Santé reproductive et conduite du taureau en monte naturelle. *Nouv Prat Vét*. 4 (18) : 23-9.
- Menon AG, Barkema HW, Wilde R, Kastelic JP, Thundathil JC, 2011. Associations between sperm abnormalities, breed, age, and scrotal circumference in beef bulls. *Can J Vet Res Rev Can Rech Veterinaire*. 75 (4) : 241 - 7.
- Monniaux D, Caraty A, Dalbies-Tran R, Dupont J, Fabre S, Mermilliod P et Monget P, 2009. Développement folliculaire ovarien et ovulation chez les mammifères. Inra Prod. Anim. 22, 59-76.
- Noakes DE, Parkinson TJ et England GCW, 2009. *Veterinary Reproduction and Obstetrics* Ninth Edition. Elsevier.

- O'Hara L, Smith LB, 2015. Androgen receptor roles in spermatogenesis and infertility. *Best Pract Res Clin Endocrinol Metab.* 29 (4) : 595 - 605.
- O'Shaughnessy PJ, 2014. Hormonal control of germ cell development and spermatogenesis. *Semin Cell Dev Biol.* 29 : 55 - 65.
- Parkinson TJ, 2004. Evaluation of fertility and infertility in natural service bulls. *Vet J Lond;* 168 (3) : 215 - 29.
- Peter AT, 2013. Bovine placenta : a review on morphology, components, and defects from terminology and clinical perspectives. *Theriogenology.* October 2013. Vol. 80, n° 7, pp. 693-705. DOI 10.1016/j.theriogenology.2013.06.004.
- Piermont JL, 1995. Testage du taureau. Appréciation de son aptitude aux fonctions de reproduction, appréciation de la qualité de son ejaculat. *Bull GTV.* (2) : 33-7.
- Piton I, 2004. Canicule et reproduction chez la vache laitière. Résultats à partir d'une enquête dans des élevages du Rhône. Thèse pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire. Université CLAUDE-BERNARD - LYON I (Médecine - Pharmacie).
- Popescu P, 1991. La cytogénétique des animaux d'élevage. Société Française de génétique. m/s n ° 9 vol. 7, Novembre 91. 10p.
http://www.ipubli.inserm.fr/bitstream/handle/10608/4497/MS_1991_9_R1.pdf?sequence=1
- Schumann B, 2014. Cours L2 Pharmacie. Endocrinologie. Groupe 23. Justine et Margo
- Seve M, 2012. UE2 : structure générale de la cellule. Chapitre 8 : structure de la cellule LAMITOSE.
<file:///C:/Users/Copie%20Star/Desktop/REPRODUTIO/division%20cellulaire.pdf>
- Santos SSD, Ferreira MAP, Pinto JA, Sampaio RV, Carvalho AC, Silva TVG, 2013. Characterization of folliculogenesis and the occurrence of apoptosis in the development of the bovine fetal ovary. *Theriogenology.* 79 (2) : 344 - 50.
- Schlatt S, Ehmcke J, 2014. Regulation of spermatogenesis: An evolutionary biologist's perspective. *Semin Cell Dev Biol.* 29 : 2 - 16.
- Soltner D, 2001. La reproduction des animaux d'élevage. 3^{ème} édition
- Staub C, Johnson L, 2018. Review : Spermatogenesis in the bull. *Anim Int J Anim Biosci.* 12 (1) : 27 - 35.
- Tahenni S, 2016. Castration des ruminants. Bulletin de l'Alliance Pastorale N°870: www.alliance-elevage.com/informations/article/castration-des-ruminants

- Tarrade A, Chavatte-Palmier P, Guillomot M, Camous S et Evain-Brion D, 2014. Chapitre 20. Le placenta. In : Saint-Dizier M et Chistant-Maillard S ; la reproduction animale et humaine. Quae. Versailles. pp. 367-394. ISBN 978-2-7592-2209-4.
- Telugu BP et Green JA, 2008. Comparative Placentation. In : Comparative Reproductive Biology. John Wiley & Sons, Ltd. pp. 271-319. ISBN 978-0-470-39029-0.
<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1002/9780470390290.ch12>
- Utt MD, 2016. Prediction of bull fertility. *Anim Reprod Sci.* 169 : 37 - 44.
- Vaillancourt D et Lefebvre R, 2003. La gestion de la reproduction chez les petits ruminants : le contrôle du cycle œstral. Les petits ruminants. Le médecin vétérinaire du Québec. Volume 33, N°1 et 2.
- Wallace RM, Pohler KG, Smith MF et Green JA, 2015. Placental PAGs : gene origins, expression patterns, and use as markers of pregnancy. *Reproduction.* mars 2015. Vol.149, n°3, pp.R115-R126. DOI10.1530/REP-14- 0485.
- Walters EM, 2007. Comparative Reproductive Physiology of Domestic Animals. In : Comparative Reproductive Biology. Ames : Blackwell Publishing. pp. 117-132. ISBN 978-0-8138-1554-1.
- Wenzinger B, Bleul U, 2012. Effect of a prostaglandin F2 α analogue on the cyclic corpus luteum during its refractory period in cows. *BMC Vet Res.* 8 : 220.
- Winters LM, Green WW et Comstock RE, 1942. Prenatal Development of the Bovine. Technical bulletin. avril 1942. Vol. 151, pp. 13-33.

Physiologie de la Reproduction

Chez les trois espèces (bovin, ovin et caprin) comme chez les autres animaux d'élevage, l'acquisition de connaissances sur les tractus reproducteurs mâle et femelle, à travers l'étude anatomo-histologique amène à la maîtrise des cycles sexuels et par conséquent, à la bonne conduite technico-économique des troupeaux.

Dr. BARA Yamouna

Maitre de conférences B en Sciences Agronomiques, Spécialité Production Animale. Actuellement « Enseignant-Chercheur » au Département des Sciences Agronomiques, Faculté des Sciences. Université de M'Sila, Algérie. Domaine de la recherche : Production Animale ; alimentation, nutrition, reproduction et petits élevages.

**Collection scientifique de
la Faculté des Sciences
Université Mohamed
BOUDIAF M'Sila
Dépôt légal : MARS 2025**

ISBN : 978-9931-251-75-0

