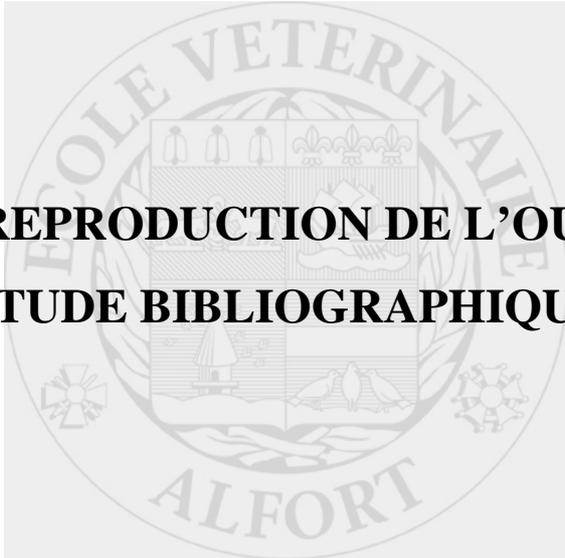


Année 2006



**LA REPRODUCTION DE L'OURS :
ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE**

THESE

Pour le

DOCTORAT VÉTÉRINAIRE

Présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTE DE MEDECINE DE CRETEIL

le.....

par

Caroline, Amélie, Jeanne, Pauline, Alix, Bénédicte

JOURDAIN DE MUIZON.

Né (e) le 16 juin 1981 à Les Lilas (Seine-Saint-Denis)

JURY

Président : M.

Professeur à la Faculté de Médecine de CRETEIL

Membres

Directeur : M. Alain Fontbonne

Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort

Assesseur : M. Pascal Arné

Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort

LISTE DES MEMBRES DU CORPS ENSEIGNANT

Directeur : M. le Professeur COTARD Jean-Pierre

Directeurs honoraires : MM. les Professeurs MORAILLON Robert, PARODI André-Laurent, PILET Charles

Professeurs honoraires: MM. BORDET Roger, BUSSIERAS Jean, LE BARS Henri, MILHAUD Guy, ROZIER Jacques

DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET PHARMACEUTIQUES (DSBP)

Chef du département : M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur - Adjoint : M. DEGUEURCE Christophe, Professeur

<p>-UNITE D'ANATOMIE DES ANIMAUX DOMESTIQUES Mme CREVIER-DENOIX Nathalie, Professeur M. DEGUEURCE Christophe, Professeur* Mlle ROBERT Céline, Maître de conférences M. CHATEAU Henri, Maître de conférences</p> <p>-UNITE DE PATHOLOGIE GENERALE , MICROBIOLOGIE, IMMUNOLOGIE Mme QUINTIN-COLONNA Françoise, Professeur* M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur</p> <p>-UNITE DE PHYSIOLOGIE ET THERAPEUTIQUE M. BRUGERE Henri, Professeur Mme COMBRISSEON Hélène, Professeur* M. TIRET Laurent, Maître de conférences</p> <p>-UNITE DE PHARMACIE ET TOXICOLOGIE Mme ENRIQUEZ Brigitte, Professeur * M. TISSIER Renaud, Maître de conférences M. PERROT Sébastien, Maître de conférences</p> <p>-DISCIPLINE : BIOCHIMIE M. MICHAUX Jean-Michel, Maître de conférences</p>	<p>- UNITE D'HISTOLOGIE , ANATOMIE PATHOLOGIQUE M. CRESPEAU François, Professeur M. FONTAINE Jean-Jacques, Professeur * Mme BERNEX Florence, Maître de conférences Mme CORDONNIER-LEFORT Nathalie, Maître de conférences</p> <p>- UNITE DE VIROLOGIE M. ELOIT Marc, Professeur * Mme LE PODER Sophie, Maître de conférences</p> <p>-DISCIPLINE : PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES M. MOUTHON Gilbert, Professeur</p> <p>-DISCIPLINE : GENETIQUE MEDICALE ET CLINIQUE Melle ABITBOL Marie, Maître de conférences</p> <p>-DISCIPLINE : ETHOLOGIE M. DEPUTTE Bertrand, Professeur</p> <p>-DISCIPLINE : ANGLAIS Mme CONAN Muriel, Ingénieur Professeur agrégé certifié</p>
--	---

DEPARTEMENT D'ELEVAGE ET DE PATHOLOGIE DES EQUIDES ET DES CARNIVORES (DEPEC)

Chef du département : M. FAYOLLE Pascal, Professeur - Adjoint : M. POUCHOLON Jean-Louis , Professeur

<p>- UNITE DE MEDECINE M. POUCHOLON Jean-Louis, Professeur* Mme CHETBOUL Valérie, Professeur M. BLOT Stéphane, Maître de conférences M. ROSENBERG Charles, Maître de conférences Mme MAUREY Christelle, Maître de conférences contractuel</p> <p>- UNITE DE CLINIQUE EQUINE M. DENOIX Jean-Marie, Professeur M. AUDIGIE Fabrice, Maître de conférences* Mme CARSTANJEN Bianca, Maître de conférences contractuel Mme GIRAUDET Aude, Professeur contractuel Melle VIREVIALLE Hameline, Maître de conférences contractuel</p> <p>-UNITE DE REPRODUCTION ANIMALE Mme CHASTANT-MAILLARD Sylvie, Maître de conférences* (rattachée au DPASP) M. NUDELMANN Nicolas, Maître de conférences M. FONTBONNE Alain, Maître de conférences M. REMY Dominique, Maître de conférences (rattaché au DPASP) M. DESBOIS Christophe, Maître de conférences Melle CONSTANT Fabienne, AERC (rattachée au DPASP) Melle LEDOUX Dorothée, Maître de conférences Contractuel (rattachée au DPASP)</p>	<p>- UNITE DE PATHOLOGIE CHIRURGICALE M. FAYOLLE Pascal, Professeur * M. MAILHAC Jean-Marie, Maître de conférences M. MOISSONNIER Pierre, Professeur Mme VIATEAU-DUVAL Véronique, Maître de conférences Mlle RAVARY Béangère, Maître de conférences (rattachée au DPASP) M. ZILBERSTEIN Luca, Maître de conférences contractuel M. HIDALGO Antoine, Maître de conférences contractuel</p> <p>- UNITE DE RADIOLOGIE Mme BEGON Dominique, Professeur* Mme STAMBOULI Fouzia, Maître de conférences contractuel</p> <p>-UNITE D'OPHTALMOLOGIE M. CLERC Bernard, Professeur* Melle CHAHORY Sabine, Maître de conférences contractuel</p> <p>- UNITE DE PARASITOLOGIE ET MALADIES PARASITAIRES M. CHERMETTE René, Professeur M. POLACK Bruno, Maître de conférences* M. GUILLOT Jacques, Professeur Mme MARIIGNAC Geneviève, Maître de conférences contractuel</p> <p>-UNITE DE NUTRITION-ALIMENTATION M. PARAGON Bernard, Professeur * M. GRANDJEAN Dominique, Professeur Mme BLANCHARD Géraldine, Professeur contractuel</p>
---	---

DEPARTEMENT DES PRODUCTIONS ANIMALES ET DE LA SANTE PUBLIQUE (DPASP)

Chef du département : M. MAILLARD Renaud, Professeur - Adjoint : Mme DUFOUR Barbara, Maître de conférences

<p>-UNITE DES MALADIES CONTAGIEUSES M. BENET Jean-Jacques, Professeur* M. TOMA Bernard, Professeur Mme HADDAD/ H0ANG-XUAN Nadia, Maître de conférences Mme DUFOUR Barbara, Maître de conférences</p> <p>-UNITE D'HYGIENE ET INDUSTRIE DES ALIMENTS D'ORIGINE ANIMALE M. BOLNOT François, Maître de conférences * M. CARLIER Vincent, Professeur M. CERF Olivier, Professeur Mme COLMIN Catherine, Maître de conférences M. AUGUSTIN Jean-Christophe, Maître de conférences</p> <p>- DISCIPLINE : BIostatistiques M. SANAA Moez, Maître de conférences</p>	<p>- UNITE DE ZOOTECHNIE, ECONOMIE RURALE M. COURREAU Jean-François, Professeur M. BOSSE Philippe, Professeur Mme GRIMARD-BALLIF Bénédicte, Professeur Mme LEROY Isabelle, Maître de conférences M. ARNE Pascal, Maître de conférences M. PONTER Andrew, Maître de conférences*</p> <p>- UNITE DE PATHOLOGIE MEDICALE DU BETAIL ET DES ANIMAUX DE BASSE-COUR M. MILLEMANN Yves, Maître de conférences* Mme BRUGERE-PICOUX Jeanne, Professeur M. MAILLARD Renaud, Maître de conférences M. ADJOU Karim, Maître de conférences</p>
--	--

Mme CALAGUE, Professeur d'Education Physique

* Responsable de l'Unité

AERC : Assistant d'Enseignement et de Recherche Contractuel

Aux membres du jury :

A Monsieur le Professeur de la Faculté de médecine de Créteil,
qui m'a fait l'honneur de présider mon jury de thèse.
Hommage respectueux.

A Monsieur le Docteur Fontbonne,
qui m'a fait l'honneur de diriger cette thèse et m'a conseillée dans ce
travail.
Sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Arné,
qui m'a fait l'honneur d'accepter de faire partie de mon jury de thèse.
Hommage respectueux

A mes parents Monique et Olivier pour leur soutien et leur amour tout au long de ces années : merci d'avoir été là et de m'avoir ouverte au monde.

A mon frère Gildas : je te souhaite tout le bonheur que tu mérites auprès de Cécile et la petite Lucie.

A Eric mon spécimen d'ours de Nemours : j'avance confiante et heureuse vers ce qui nous attend.

TABLE DES MATIÈRES

PAGES :

Introduction :	10
Première Partie :	
Les Ursidés, une famille diversifiée	11
1. Présentation et classification des Ursidés	11
1.1. Origine phylogénétique et place actuelle dans la classification	11
1.1.1. Origine fossile des Ursidae	11
1.1.2. Classification des Ours	11
1.1.3. Proximité avec les autres carnivores	12
1.2. Les Sous-Familles d'Ursidés	13
1.2.1. Les « non-Ursus »	13
1.2.2. Les « Ursus »	14
1.3. Caractéristiques de la famille des Ursidés	17
1.3.1. Caractéristiques morphologiques	17
1.3.2. Caractéristiques éthologiques	18
1.3.2.1. Occupation de l'espace et du temps	18
1.3.2.1.1. Habitat	18
1.3.2.1.2. Domaine vital	18
1.3.2.1.2.1. Etendue	18
1.3.2.1.2.2. Organisation	19
1.3.2.1.3. Rythme d'activité	20
1.3.2.1.4. Hibernation	20
1.3.2.1.4.1. La tanière	20
1.3.2.1.4.2. Durée	20
1.3.2.1.4.3. Physiologie hivernale	21
1.3.2.2. Territorialité et hiérarchie	22
1.3.2.3. Déplacements et dispersion des subadultes	23
2. Caractéristiques de chaque espèce d'ours	25
2.1. L'ours brun (<i>Ursus arctos</i>)	25
2.1.1. Description	25
2.1.1.1. Pelage	25
2.1.1.2. Taille et poids	25
2.1.1.3. Membres	25
2.1.1.5. Appareil digestif et dentition	26
2.1.2. Régime alimentaire	26
2.1.2.1. Spectre alimentaire	26
2.1.2.2. Variations saisonnières	26
2.1.2.3. Compétition alimentaire et prédation	26
2.1.3. Occupation de l'espace et du temps	27
2.1.3.1. Habitat	27
2.1.3.1.1. Milieu de vie	27
2.1.3.1.2. La tanière	27

2.1.3.2. Rythme d'activité	28
2.2. L'ours noir (<i>Ursus americanus</i>)	30
2.2.1. Description	30
2.2.1.1. Morphologie générale	30
2.2.1.2. Pelage	30
2.2.1.3. Taille et poids	30
2.2.1.4. Membres	30
2.2.2. Régime alimentaire	30
2.2.2.1 Spectre alimentaire	30
2.2.2.2. Variations saisonnières	30
2.2.2.3. Compétition alimentaire et prédateurs	30
2.2.3. Occupation de l'espace et du temps	31
2.2.3.1. Habitat	31
2.2.3.1.1. Milieu de vie	31
2.2.3.1.2. La tanière	31
2.2.3.2. Rythme d'activité	31
2.3. L'ours polaire (<i>Ursus maritimus</i>)	33
2.3.1. Description	33
2.3.1.1. Morphologie générale	33
2.3.1.2. Pelage	33
2.3.1.3. Taille et poids	33
2.3.1.4. Membres	34
2.3.1.5. Appareil digestif et dentition	34
2.3.2. Régime alimentaire	34
2.3.2.1 Spectre alimentaire	34
2.3.2.2. Variations saisonnières	34
2.3.2.3. Compétition alimentaire et prédateurs	34
2.3.3. Occupation de l'espace et du temps	34
2.3.3.1. Habitat	34
2.3.3.1.1. Milieu de vie	34
2.3.3.1.2. La tanière	35
2.3.3.2. Rythme d'activité	35
2.4. L'ours à collier (<i>Ursus thibetanus</i>)	37
2.4.1. Description	37
2.4.1.1. Morphologie générale	37
2.4.1.2. Pelage	37
2.4.1.3. Taille et poids	37
2.4.1.4. Membres	37
2.4.1.5. Appareil digestif et dentition	37
2.4.2. Régime alimentaire	37
2.4.2.1 Spectre alimentaire	37
2.4.2.2. Variations saisonnières	38
2.4.2.3. Compétition alimentaire et prédateurs	38
2.4.3. Occupation de l'espace et du temps	38
2.4.3.1. Habitat	38
2.4.3.1.1. Milieu de vie	38
2.4.3.1.2. La tanière	38
2.4.3.2. Rythme d'activité	38
2.5. L'ours des cocotiers (<i>Ursus malayanus</i>)	40
2.5.1. Description	40

2.5.1.1. Morphologie générale	40
2.5.1.2. Pelage	40
2.5.1.3. Taille et poids	40
2.5.1.4. Membres	40
2.5.1.5. Appareil digestif et dentition	40
2.5.2. Régime alimentaire	40
2.5.2.1 Spectre alimentaire	40
2.5.2.2. Variations saisonnières	40
2.5.2.3. Prédateurs	40
2.5.3. Occupation de l'espace et du temps	41
2.5.3.1. Habitat	41
2.5.3.1.1. Milieu de vie	41
2.5.3.1.2. La tanière	41
2.5.3.2. Rythme d'activité	41
2.6. L'ours lippu (<i>Ursus ursinus</i>)	43
2.6.1. Description	43
2.6.1.1. Morphologie générale	43
2.6.1.2. Pelage	43
2.6.1.3. Taille et poids	43
2.6.1.4. Membres	43
2.6.1.5. Appareil digestif et dentition	43
2.6.2. Régime alimentaire	43
2.6.2.1 Spectre alimentaire	43
2.6.2.2. Variations saisonnières	43
2.6.2.3. Compétition alimentaire et prédateurs	44
2.6.3. Occupation de l'espace et du temps	44
2.6.3.1. Habitat	44
2.6.3.1.1. Milieu de vie	44
2.6.3.1.2. La tanière	44
2.6.3.2. Rythme d'activité	44
2.7. L'ours à lunettes (<i>Tremarctos ornatus</i>)	46
2.7.1. Description	46
2.7.1.1. Pelage	46
2.7.1.2. Taille et poids	46
2.7.1.3. Membres	46
2.7.2. Régime alimentaire	46
2.7.2.1 Spectre alimentaire	46
2.7.2.2. Variations saisonnières	46
2.7.2.3. Prédateurs	46
2.7.3. Occupation de l'espace et du temps	47
2.7.3.1. Habitat	47
2.7.3.1.1. Milieu de vie	47
2.7.3.1.2. La tanière	47
2.7.3.2. Rythme d'activité	47
2.8. Le panda géant (<i>Ailuropoda melanoleuca</i>)	49
2.8.1. Description	49
2.8.1.1. Morphologie générale	49
2.8.1.2. Pelage	49
2.8.1.3. Taille et poids	49
2.8.1.4. Membres	49

2.8.1.5. Appareil digestif et dentition	49
2.8.2. Régime alimentaire	49
2.8.2.1 Spectre alimentaire et variations saisonnières	49
2.8.2.2. Prédateurs	50
2.8.3. Occupation de l'espace et du temps	50
2.8.3.1. Habitat	50
2.8.3.1.1. Milieu de vie	50
2.8.3.1.2. La tanière	50
2.8.3.2. Rythme d'activité	50

Deuxième Partie : La physiologie sexuelle des Ursidés 51

1. Anatomie de l'appareil génital	51
1.1. Anatomie de l'appareil génital femelle	51
1.1.1. Les ovaires	51
1.1.1.1. Topographie et rapport	51
1.1.1.2. Moyens de fixité	51
1.1.1.3. Conformation extérieure	51
1.1.1.4. Conformation intérieure	53
1.1.2. Le tractus génital	53
1.1.2.1. La trompe utérine	53
1.1.2.2. L'utérus	53
1.1.2.2.1. Conformation	53
1.1.2.2.2. Moyens de fixité	53
1.1.2.2.3. Rapports	54
1.1.2.3. Le vagin	54
1.1.2.4. Le vestibule du vagin	54
1.1.3. Les mamelles	54
1.2. Anatomie de l'appareil génital mâle	54
1.2.1. Les testicules et leurs enveloppes	54
1.2.1.1. Les enveloppes	54
1.2.1.2. Conformation externe	54
1.2.1.3. Conformation interne	57
1.2.1.4. Moyens de fixité	57
1.2.2. Les voies spermatiques	57
1.2.2.1. L'épididyme	57
1.2.2.2. Le conduit déférent	57
1.1.1.3.1. Les vésicules séminales	58
1.1.1.3.2. L'urètre et ses annexes	58
1.1.2. Le pénis	59

2.	Physiologie de la reproduction au sens strict	60
2.1.	Puberté et maturité sexuelle	60
2.1.1.	Les femelles	60
2.1.2.	Les mâles	61
2.2.	Saisonnalité de la reproduction	61
2.2.1.	Le rut	61
2.2.2.	L'oestrus de la femelle	63
2.2.3.	Saisonnalité du mâle	64
2.3.	Accouplement	65
2.4.	Gestation et mise bas	66
2.4.1.	Gestation	66
2.4.1.1.	Une gestation à nidation retardée	66
2.4.1.2.	Le placenta	67
2.4.2.	Mise bas	68
2.5	Elevage des jeunes	69
2.6	Cycle reproductif	70
3.	Déterminisme hormonal	72
3.1.	Les femelles	72
3.2.	Les mâles	75
Troisième partie :		
Reproduction assistée		76
1.	Evaluation de la fonction de reproduction	76
1.1.	Chez la femelle	76
1.1.1.	Détection de l'oestrus	76
1.1.1.1.	Evaluation visuelle et comportementale	76
1.1.1.2.	La cytologie vaginale	77
1.1.1.3.	Les dosages hormonaux	78
1.1.1.3.1.	Dans le sang	78
1.1.1.3.2.	Dans les fécès et l'urine	78
1.1.2.	Diagnostic de gestation	79
1.1.2.1.	Les dosages hormonaux	79
1.1.2.2.	L'échographie	79
1.1.2.3.	La thermographie	79
1.2.	Evaluation de la fertilité chez le mâle	80
1.2.1.	Examen externe des organes reproducteurs	80
1.2.2.	Examen du sperme	80
1.2.2.1.	Récolte par électroéjaculation	80
1.2.2.2.	Analyse	81

2. Reproduction assistée au sens strict	84
2.1. L'insémination artificielle	84
2.1.1. Détermination du moment de l'ovulation	84
2.1.2. Recueil de semence	84
2.1.2.1. Recueil par électroéjaculation	84
2.1.2.2. Congélation	84
2.1.3. Technique d'insémination	86
2.1.3.1. Insémination intravaginale	86
2.1.3.2. Insémination intrautérine	86
2.2. Fécondation <i>in vitro</i>	86
2.2.1. Récolte des gamètes	86
2.2.1.1. Récolte de semence	86
2.2.1.2. Récolte d'ovocytes	86
2.2.2. Maturation ovocytaire <i>in vitro</i>	87
2.2.3. Capacitation des spermatozoïdes <i>in vitro</i>	87
2.2.4. Fécondation <i>in vitro</i>	88
2.3. Transfert et congélation d'embryons	88
2.3.1. Préparation de l'animal donneur	88
2.3.2. Récupération d'embryons	88
2.3.3. Préparation de l'animal receveur	89
2.3.4. Transfert embryonnaire	89
2.4. Autres techniques	89
Conclusion	90
Bibliographie	91

TABLE DES ILLUSTRATIONS

<u>TABLEAUX :</u>	PAGES :
Tableau 1 : dénominations, répartition et effectifs des huit espèces d'ours.	12
Tableau 2 : domaines vitaux annuels moyens en km ² d'ours brun (<i>Ursus arctos</i>)	18
Tableau 3 : résumé des conditions physiologiques rencontrées chez l'ours brun hibernant	21
Tableau 4 : organisation hiérarchique de regroupements d'ours sur les décharges publiques	22
Tableau 5 : dimensions d'ours bruns d'Amérique du Nord	25
Tableau 6 : caractéristiques dimensionnelles de l'ours polaire	33
Tableau 7 : dimensions moyenne des tanières terrestres (en centimètres) dans l'ouest de la Baie d'Hudson (Canada)	35
Tableau 8 : âge lors de la maturité sexuelle selon l'espèce (en années)	61
Tableau 9 : dates du rut et durée de l'oestrus selon l'espèce	62
Tableau 10 : durée apparente de la gestation selon l'espèce	66
Tableau 11 : saisonnalité des mises bas, prolificité et poids du nouveau-né selon l'espèce	68
Tableau 12 : effectifs de portées signalées chez l'Ours brun d'Europe	68
Tableau 13 : âge des jeunes au moment de leur émancipation selon l'espèce	69
Tableau 14 : résultats des épreuves d'électroéjaculation sur dix ours bruns d'Hokkaido pratiquées par Ishikawa <i>et al.</i> (35)	83
Tableau 15 : composition des dilueurs de semence utilisés par Ishikawa <i>et al.</i> (34)	85
 <u>FIGURES :</u>	
Figure 1 : relations évolutives entre les différentes espèces d'ours	13
Figure 2 : arbres évolutifs de la famille des Ursidés	14-15
Figure 3 : utilisation du domaine vital observé sur un ours brun du Trentin avec matérialisation d'un centre d'activité et des excursions temporaires	19
Figure 4 : organisation schématique de la dispersion des subadultes par rapport aux domaines vitaux des ours adultes	23
Figure 5 : vue dorsale et conformation intérieure de l'appareil génital femelle de l'ours brun (<i>Ursus arctos</i>)	52
Figure 6 : vue dorsale de l'appareil uro-génital mâle (reins enlevés) de l'ours brun (<i>Ursus arctos</i>)	55
Figure 7 : vues latérale et médiale du testicule et épидидyme droits de l'ours brun (<i>Ursus arctos</i>)	56
Figure 8 : conformation intérieure du plafond de la vessie et du début de l'urètre pénien chez le mâle ours brun (<i>Ursus arctos</i>)	59
Figure 9 : période de l'appariement mâle-femelle chez les populations d'ours grizzly	63
Figure 10 : changements cellulaires pendant la régression testiculaire.	64

Figure 11 : schéma du cycle de la spermatogenèse chez l'ours noir japonais (<i>Ursus thibetanus japonicus</i>).	
Figure 12 : schéma d'un placenta de type discoïde	
Figure 13 : schéma histologique d'un placenta de type endothéliochorial	
Figure 14 : cycles reproductifs chez l'ours brun d'Europe	
Figure 15 : cycle reproductif de trois ans typique chez l'ours polaire	
Figure 16 : taux d'oestrogènes autour de l'ovulation chez le panda géant	
Figure 17 : variations annuelles chez les femelles ours noir (en haut) et ours polaire (en bas) des concentrations sériques en stéroïdes	
Figure 18 : taux annuels de progestérone chez huit femelles ours noir gestantes en captivité	65
Figure 19 : taux annuels de 17 β œstradiol chez huit femelles ours noir gestantes en captivité	67 67
Figure 20 : taux annuels de testostérone chez l'ours noir (en haut) et l'ours polaire (en bas)	70 71
Figure 21 : scores de l'aspect de la vulve chez le panda géant selon Durrant <i>et al.</i> (21)	72
Figure 22 : Diverses anomalies morphologiques rencontrées chez les spermatozoïdes de panda géant	73
Figure 23 : électroéjaculateur et sa sonde rectale utilisée par Ishikawa <i>et al.</i> (35) pour la collection de semence d'ours brun d'Hokkaido	74
Figure 24 : diverses anomalies morphologiques rencontrées chez les spermatozoïdes de panda géant	74
Figure 25 : A) container à l'azote liquide utilisé pour le refroidissement étagé des paillettes. B) courbe de refroidissement obtenue en suivant le procédé par étapes décrit par Ishikawa <i>et al.</i> (34)	75 77
	78
	81
	82
	85

PHOTOGRAPHIES :

Photographie 1 : ours grizzly (<i>Ursus arctos</i>) mâle lors d'un combat pendant le rut	24
Photographie 2 : femelle ours brun (<i>Ursus arctos</i>) et son jeune	24
Photographie 3 : ours noir (<i>Ursus americanus</i>), vue d'ensemble	29
Photographies 4 et 5 : ours noir (<i>Ursus americanus</i>), portraits	29
Photographie 6 : ours polaire (<i>Ursus maritimus</i>) sur la banquise	32
Photographie 7 : ours polaire (<i>Ursus maritimus</i>) et son ourson	32
Photographie 8 : ours à collier (<i>Ursus tibetanus</i>)	36
Photographie 9 : ours à collier (<i>Ursus tibetanus</i>)	36
Photographie 10 : ours des cocotiers (<i>Ursus malayanus</i>) en captivité	39
Photographie 11 : ours des cocotiers (<i>Ursus malayanus</i>) en liberté	39
Photographie 12 : ours lippu (<i>Ursus ursinus</i>)	42
Photographie 13 : ours à lunettes (<i>Tremarctos ornatus</i>)	45
Photographie 14 : ours à lunettes (<i>Tremarctos ornatus</i>)	45
Photographie 15 : panda géant (<i>Ailuropoda melanoleuca</i>)	48
Photographie 16 : panda géant femelle (<i>Ailuropoda melanoleuca</i>) et son nouveau-né	48
Photographie 17 : ours polaire (<i>Ursus maritimus</i>)	97

INTRODUCTION

Notre première rencontre avec l'ours se fait souvent très tôt : enfant, qui n'a pas eu d'ours en peluche ? La cohabitation entre les hommes et son homologue vivant n'est cependant pas de tout repos, en partie du fait de la méconnaissance des premiers de l'ours. La preuve en est des difficultés rencontrées au sujet de la réintroduction de l'ours brun dans les Pyrénées et la mort de l'ourse Melba en 1997 et de l'ourse Cannelle en 2004.

Comme bon nombre de grands mammifères sauvages, la plupart des espèces d'Ursidés voient leurs populations régresser, voire être menacées d'extinction. Pour lutter contre cette disparition progressive mais préoccupante, il est nécessaire de prendre les mesures de sauvegarde nécessaire et en particulier d'apporter soutien à la reproduction des différentes espèces d'ours.

L'objectif de cet ouvrage est de fournir un support bibliographique regroupant les connaissances et avancées actuelles concernant la reproduction des Ursidés ainsi que les stratégies d'aide à la reproduction explorées voire utilisées aujourd'hui et celles envisageables à l'avenir.

Dans un premier temps, nous allons présenter ce qui regroupe les Ursidés en une famille ainsi que ce qui en fait une famille diversifiée, puis nous étudierons la physiologie de la reproduction des différentes espèces de cette famille et enfin nous nous intéresserons aux différentes modalités de reproduction assistée expérimentées pour permettre d'éviter un déclin voire une extinction des espèces menacées.

PREMIÈRE PARTIE :

LES URSIDÉS, UNE FAMILLE DIVERSIFIÉE

11. Présentation et classification des Ursidés

1.1. Origine phylogénétique et place actuelle dans la classification

1.1.1. Origine fossile des Ursidae [6][14]

D'après les fossiles retrouvés, on estime que *Cephalogale* est à ce jour l'ancêtre le plus ancien de certains carnivores (les Arctoidés) dont font partie les Ursidés ; il existait à la fin de l'Oligocène et au début du Miocène, en Europe Centrale et avait à peu près la taille d'un chien mais sa denture et l'architecture de son squelette étaient similaires à celles d'un ours moderne. Issu de *Cephalogale*, *Ursavus* est apparu au milieu du Miocène (il y a 20 à 25 millions d'année) et marque la séparation d'avec les lignées ayant menées au chien : il représente donc le premier ancêtre « vrai » des ours actuels. Par la suite, la famille des Ursidae s'est diversifiée, principalement sous l'influence des fluctuations climatiques ; cette diversification a eu lieu sur une courte période à l'échelle de l'évolution (environ 1 million d'années).

1.1.2. Classification des Ours [6][14][48]

On situe la famille des Ursidés ainsi :

Règne	Animal
Phylum	Chordés
Sous-Phylum	Vertébrés
Classe	Mammifères
Sous-Classe	Thériens
Infraclasse	Euthériens
Ordre	Carnivores
Sous-Ordre ou Super-Famille	Arctoidae
Famille	Ursidae

Actuellement, on compte huit espèces d'ours, répartis sur quatre continents (Tableau 1)

Tableau 1 : dénominations, répartition et effectifs des huit espèces d'ours ; entre parenthèses sont notées les anciennes dénominations de genre.[48]

Nom commun	Nom scientifique	Répartition géographique	Nombre d'individus
Ours brun (grizzly)	<i>Ursus arctos</i>	- Amérique du Nord (de l'Alaska au nord du Mexique) - Europe occidentale (Abruzzes, Monts Cantabriques, Pyrénées) - Europe de l'Est - Asie.	255.000
Ours noir (baribal)	(<i>Euarctos</i>) <i>Ursus americanus</i>	Amérique du Nord : du Canada au Mexique en passant par les Etats-Unis.	400.000 à 750.000
Ours polaire	(<i>Thalarctos</i>) <i>Ursus maritimus</i>	Région arctique autour du pôle (zones généralement maritimes).	15.000 à 25.000
Ours à collier	(<i>Selenarctos</i>) <i>Ursus thibetanus</i>	Asie : nord du Pakistan, sud de l'Afghanistan, est de l'Himalaya, nord du Vietnam, sud de la Chine, Thaïlande, Taiwan, Corée, Japon.	Non connu
Ours lippu	(<i>Melursus</i>) <i>Ursus ursinus</i>	Sri Lanka et Inde (forêts tropicales de montagne)	moins de 10.000
Ours des cocotiers (ours malais)	(<i>Helarctos</i>) <i>Ursus malayanus</i>	Forêts tropicales du sud-est asiatique : Birmanie, Thaïlande, Cambodge, Vietnam, Malaisie, Sumatra, Bornéo, Java et extrême sud de la Chine	Non connu
Ours à lunettes	<i>Tremarctos ornatus</i>	Amérique du Sud : Cordillère des Andes, Venezuela, Colombie, Équateur, Pérou et Bolivie occidentale	moins de 2.000
Panda géant	<i>Ailuropoda melanoleuca</i>	- Chine du sud-ouest (Provinces du Sichuan, Gansu, Shaanxi) - Tibet	700 à 1.000

1.1.3. Proximité avec les autres carnivores [6]

D'après des analyses de systématique basées sur les caractéristiques morphologiques, parmi les carnivores, les ours se rapprocheraient le plus du groupe des otaries et des morses. Les ours font partie des Arctoidae, groupe qui inclut les Phocidés (phoques,...), les Canidés (chien, renard, loup,...), les Mustélidés (furet, loutre,...) et les Procyonidés (raton laveur,...). L'étude de données obtenues par électrophorèse émet l'hypothèse d'une séparation ancienne à l'époque Oligocène des ancêtres des Ursidés et des Procyonidés.

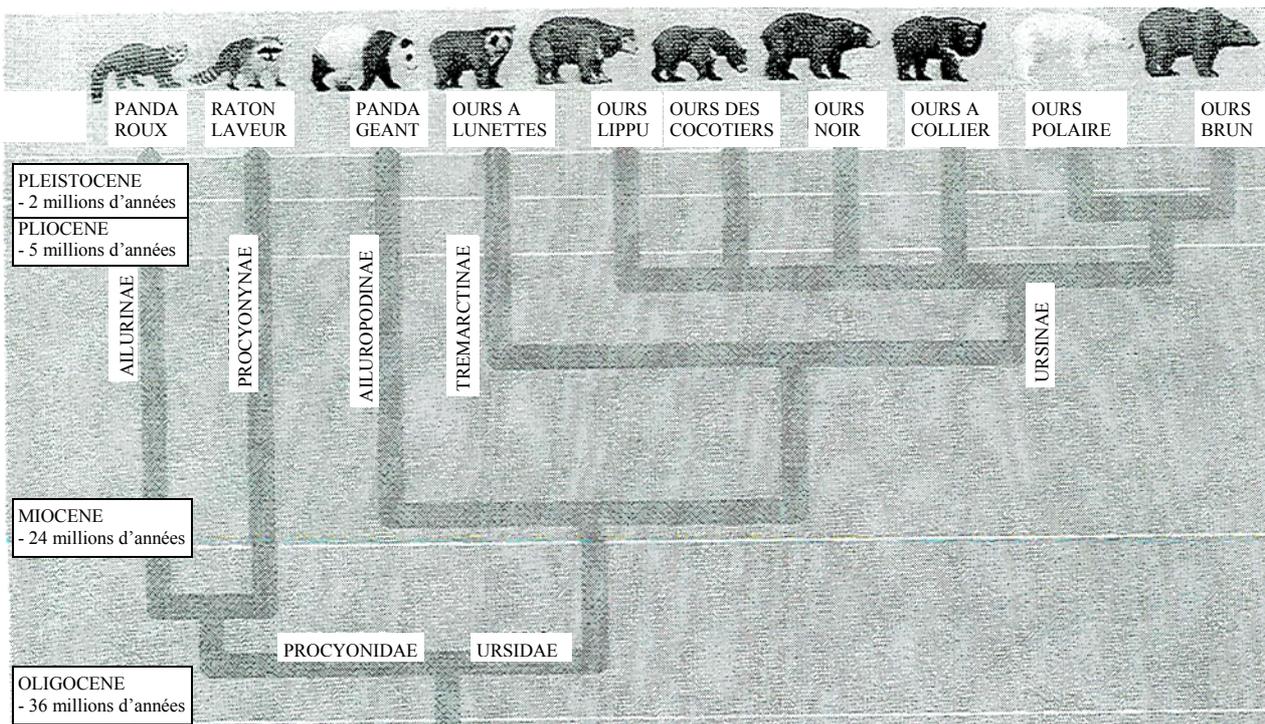
1.2. Les Sous-Familles d'Ursidés

1.3.1. Les « non-Ursus » [48][68]

Le panda géant et l'ours à lunettes sont considérés comme les premiers embranchements de la famille des Ursidés. Différentes études (migrations de protéines et de gènes par électrophorèse, caryotypes marqués avec des bandes de G-trypsine et séquençage d'ADN mitochondrial) situent l'origine du panda géant au milieu du Miocène (dont l'origine fossile serait *Agriarctos*) et celle de l'ours à lunettes, à la fin du Miocène, avant la radiation des six autres Ursidés.

Il a été montré que le panda géant est plus proche des ours que du panda roux, auquel on l'avait d'abord rattaché. Cependant, l'ancienneté de sa divergence avec les autres ours ainsi que celle de l'ours à lunettes les classent dans des genres qui leur sont propres (*Ailuropoda* pour le panda et *Tremarctos* pour l'ours à lunettes) ; ces deux espèces sont les derniers survivants de leur lignée (Figure 1).

Figure 1 : relations évolutives entre les différentes espèces d'ours [68]



1.3.2. Les « Ursus » [68][71][72][78][82][84]

La classification des six autres espèces d'ours pose encore problème à ce jour. On a commencé par attribuer des noms de genre différent à chaque espèce d'Ursinés ; actuellement, on les regroupe sous le nom de genre *Ursus*.

On peut utiliser différentes méthodes pour constituer un arbre évolutif ; les plus utilisées sont les méthodes par parcimonie et par vraisemblance, qui ont comme hypothèse de base l'indépendance des substitutions lors des mutations. Par la méthode par parcimonie, on considère qu'il y a le moins de substitutions possibles entre les espèces comparées. La méthode par vraisemblance permet d'obtenir un arbre par le calcul de la probabilité d'obtenir le résultat de l'étude avec un arbre donné.

Dans la plupart des études, on a séquencé et comparé des segments d'ADN mitochondrial chez les différentes espèces. L'étude de l'ADN mitochondrial permet d'estimer la phylogénie matrilinéaire et est considérée comme fiable du fait du mode de transmission de cette molécule d'ADN haploïde par la mère à sa descendance.

Plus récemment, Yu *et al.* (82) ont également utilisé l'exon 1 du gène codant pour la protéine de liaison du rétinol interphotorecepteur (IRBP) et l'intron 1 du gène codant pour la transthyrétine (TTR), lesquels sont deux gènes nucléaires.

De façon constante, ces différentes études concluent à une séparation très récente entre l'ours brun (*Ursus arctos*) et l'ours polaire (*Ursus maritimus*) ; la plupart d'entre elles montrent une proximité entre l'ours noir (*Ursus americanus*) et l'ours à collier (*Ursus thibetanus*). Par contre, les positions respectives de l'ours lippu (*Ursus ursinus*) et de l'ours des cocotiers (*Ursus malayanus*) sont variables selon les études et les méthodes employées. Cette difficulté à les situer sur l'arbre phylogénétique des Ursinés est liée à la courte durée de la période de diversification des différentes espèces d'Ursinés.

Figure 2 : arbres évolutifs de la famille des Ursidés ;

A) arbre obtenu par Zhang et Ryder (84) par séquençage des gènes mitochondriaux codant pour le cytochrome b, l'ARN_t^{thr}, l'ARN_t^{pro} et l'ARN_t12S.

B) arbre obtenu par Talbot et Schields (72) par séquençage des gènes mitochondriaux codant pour le cytochrome b, l'ARN_t^{thr} et l'ARN_t^{pro}.

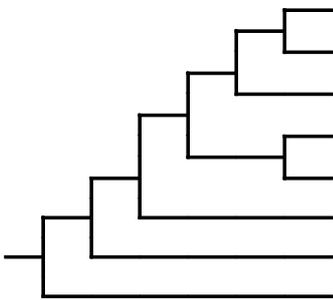
C) arbre obtenu par Waits *et al.* (78) à partir d'études de parcimonie et de vraisemblance effectuées sur les variations de segments de six gènes d'ADN mitochondrial.

D) arbre obtenu par Yu *et al.* (82) à partir d'études de parcimonie et de vraisemblance effectuées sur les variations de l'exon 1 du gène nucléaire codant pour l'IRBP et l'intron 1 du gène nucléaire codant pour la TTR.

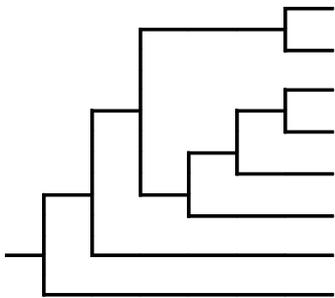
E) arbre obtenu par Yu *et al.* (82) à partir d'études de parcimonie effectuées sur les variations de segments de cinq gènes mitochondriaux.

F) arbre obtenu par Yu *et al.* (82) à partir d'études de vraisemblance effectuées sur les variations de segments de cinq gènes mitochondriaux.

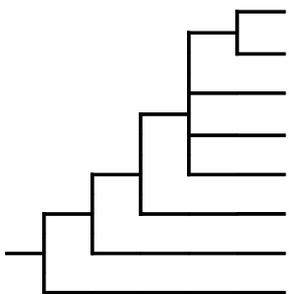
A



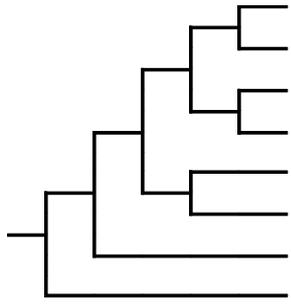
B



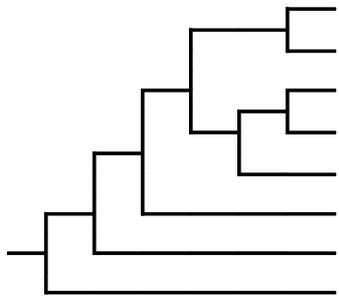
C



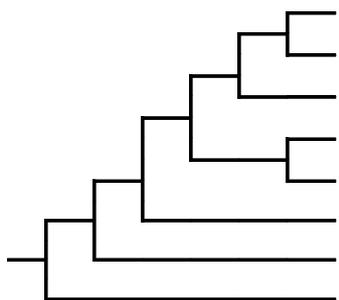
D



E



F



1.2. Caractéristiques de la famille des Ursidés

1.2.1. Caractéristiques morphologiques [6][48][67][79]

Cette famille regroupe les plus grands carnivores existant actuellement.

Les ours sont plutôt trapus, avec une tête large et assez longue, des oreilles arrondies et des yeux relativement petits et avec une queue très courte.

La plupart des espèces possède une épaisse fourrure et les poils sont généralement d'une couleur unie (alors que les poils agoutis sont très communs chez les Mammifères). Cette toison est constituée de trois couches de poils : les poils de duvet, les poils intermédiaires et les poils de la jarre, ce qui lui permet de lutter contre le froid en hiver. La mue commence au sortir de l'hibernation et s'achève vers la fin du mois de juillet voire au mois d'août ; elle dépend de la latitude, du sexe et de l'âge de l'animal. Ainsi, les mâles adultes muent les premiers, suivis par les jeunes mâles et les autres individus solitaires ; enfin, les femelles avec des petits muent en dernier.

Les membres antérieurs sont plus développés que les postérieurs. Chaque patte compte cinq doigts, terminés chacun par une griffe non rétractile, qui leur sert à creuser et à grimper. La patte avant est constituée d'une large paume et d'un talon ; la patte arrière ou « pied de l'ours » est posée sur le sol de façon plantigrade alors que la main est plutôt digitigrade et orientée vers l'intérieur. La plupart des espèces a la plante poilue (bien que les ours qui grimpent dans les arbres aient une plante nue).

Leur squelette est de structure robuste et se caractérise par l'absence de clavicule et la présence d'un os pénien se développant et s'ossifiant avec l'âge.

Le crâne est allongé et possède de larges arcs zygomatiques où viennent s'insérer de puissants muscles masticateurs. A partir de l'âge de 6 mois, les crânes des mâles sont plus larges que ceux de femelles. La bulle tympanique a une structure particulière : alors que chez la majorité des Carnivores l'endotympanique constitue la plus grande partie de la paroi de la bulle, chez les ours, il est réduit et n'est pas visible de l'extérieur ; seul l'ectotympanique plat et non renflé est visible sur leur crâne.

Les dents grandissent avec l'âge de façon presque continue ; l'hibernation (chez les espèces qui hibernent) interrompt leur développement et il se forme alors une couche de ciment. En observant une coupe transversale d'une prémolaire vestigiale, on peut évaluer l'âge de l'animal, de façon imprécise cependant car l'absence d'hibernation peut entraîner l'absence de dépôt de ciment. Le régime alimentaire est principalement omnivore (plantes, fruits, viande, poisson, insectes,...). La formule dentaire théorique est la suivante : I : 3/3 C : 1/1 PM : 4/4 M : 2/3 ; les prémolaires développées chez les carnivores sont atrophiées voire absentes (rapprochant cette dentition de celles des herbivores), ce qui donne en réalité : I : 3/3 C : 1/1 PM : 1(3)/1(3) M : 2/3. Les carnassières (quatrième prémolaire et première molaire inférieure) sont réduites en taille par rapport à celles des autres familles de carnivores. Les molaires sont aplaties (bunodontes), ce qui permet le broyage et la mastication des végétaux.

Proportionnellement, l'intestin de l'ours est plus long que celui des Carnivores tels les Canidés ou Félidés mais la structure histologique et la musculature de son appareil digestif sont tout à fait semblables.

Les Ours ont une ouïe et un odorat excellents mais une vue réduite : ils ne peuvent identifier un objet à plus de quelques dizaines mètres.

Les six espèces d'ours de la sous-famille des Ursinés possèdent un caryotype presque identique, avec 74 chromosomes diploïdes, dont 2 chromosomes sexuels. D'après certaines études, des croisements entre *U. arctos* et *U. maritimus* en captivité ont produits des hybrides fertiles ; on a également observé des hybrides d'*U. arctos* et d'*U. americanus* mais ils ne survivaient pas plus de quelques semaines

1.2.2. Caractéristiques éthologiques [6][9][16][48][67][79]

1.2.2.1. Occupation de l'espace et du temps

1.2.2.1.1. Habitat

Les différents membres de la famille des Ursidés occupent pratiquement tous les habitats terrestres, de la toundra arctique et la banquise aux forêts tropicales, prairies et enfin aux déserts. Bien que certaines espèces d'ours habitent des régions arides, la proximité de l'eau est très importante.

1.2.2.1.2. Domaine vital

Comme son nom l'indique, il doit comporter tout ce qui est nécessaire à la survie de l'ours.

1.2.2.1.2.1. Etendue (Tableau 2)

Elle s'apprécie sur plusieurs années consécutives, voire sur la vie de l'ours car tout bouleversement dans ses sources de nourritures habituelles va entraîner une extension ou une réduction de ce domaine. De plus, l'amplitude des déplacements varie selon les individus et leur taille, âge, sexe, état reproductif pour les femelles (accompagnées d'oursons ou non). Ces dernières semblent avoir les plus petits domaines vitaux, qui, par ailleurs, correspondent à des terrains à topographie très marquée avec une grande diversité de milieux et un relief important. Les mâles exploiteraient des superficies plus vastes que les femelles, en particulier du fait de leur mobilité lors du rut. Les plus grands domaines vitaux seraient sur des plateaux ou dans des plaines.

Tableau 2: domaines vitaux annuels moyens en km² d'ours brun (*Ursus Arctos*) ; le nombre de cas étudiés est noté entre parenthèses [65]

Catégories	Adultes		Subadultes	
	Mâles	Femelles	Mâles	Femelles
Populations représentant les cas extrêmes				
Territoires les plus grands :				
Mission Moutains	1398 (3)	133 (2)	-	56
South central Alaska (Susitna hydroproject)	1014 (10)	294 (15)	1218 (14)	320 (17)
Montagnes rocheuses East-Front	828	413	1252	308
Territoires du Nord-Ouest (Canada)	875 (10)	514 (4)	1516 (4)	203
Yellowstone (après fermeture des décharges)	828	384	468	323
Territoires les plus petits :				
Intérieur de l'Alaska	710 (6)	132 (6)	23 (2)	65 (6)
Nord du Yukon (Canada)	286 (17)	121 (24)	841 (4)	36 (5)
Kodiak (Karluk lake)	24 (7)	14 (6)	-	-
Cas extrêmes pour des individus (toutes régions confondues)				
Extrêmes supérieurs	3039	2098	2655	712
Extrêmes inférieurs	3	7	12	2

1.2.2.1.3. Rythme d'activité

La plupart des espèces d'ours a une activité nocturne ou crépusculaire mais les ours peuvent être actifs le jour également. Les ours polaires font exception en étant essentiellement diurnes.

1.2.2.1.4. Hibernation

Les espèces d'ours qui hibernent sont l'ours brun, l'ours noir, l'ours polaire (« hibernation ambulante ») et l'ours à collier. Certains considèrent que l'ours n'est pas un « vrai » hibernant car, malgré une diminution de sa fréquence cardiaque à moins de la moitié de la fréquence normale, sa température ne diminue pas autant que celle d'autres hibernants (par exemple, la température interne de la marmotte descend aux environs de 5°C), et cela lui permet de se réveiller instantanément pour se défendre. On préfère alors le qualifier d'hivernant.

1.2.2.1.4.1. La tanière

On distingue quatre types de tanière : le terrier (la plus fréquente), la cavité creusée sous roche, la caverne rocheuse et à même le sol sous un fourré ou un tronc d'arbre. Le volume intérieur est restreint, ce qui favorise le maintien de l'homéothermie.

1.2.2.1.4.2. Durée

Elle est surtout fonction de la longueur de l'hiver et donc de la latitude (3 mois dans les Pyrénées et 7 mois dans l'arctique).

Elle varie aussi entre les individus : les mâles s'attardent à l'automne et sont les premiers, avec les femelles suitées d'oursons d'un an, à sortir au printemps ; les femelles avec de oursons nouveau-nés sortent le plus tard.

1.2.2.1.4.3. Physiologie hivernale

Les principales données physiologiques de l'ours brun durant l'hibernation sont résumées dans le tableau 3.

Tableau 3 : résumé des conditions physiologiques rencontrées chez l'ours brun hivernant [23]

Fonction respiratoire	Consommation d'oxygène réduite de moitié
Rythme cardiaque	8 battements par minute (contre 40 à 50 en activité)
Fonction digestive	Totalement bloquée, bouchon anal, intestin gonflé d'air
Température minimale atteinte	32°C ; légèrement abaissée (37°C en activité)
Masse de graisses stockées	40 % du poids de l'animal au printemps
Métabolisme des graisses	Taux de cholestérol élevé
Circulation sanguine	Restreinte et sélective pour le maintien des fonctions essentielles
Excrétion	Urée produite recyclée pour la synthèse des protéines
Métabolisme énergétique	Maintenu et facilité par la fonction isolante de tissus adipeux, la position « en boule » de l'animal et la constitution d'un matelas végétal sur le sol de sa tanière. Ce dernier comportement paraît essentiellement réservé aux tanières de mise bas.

1.2.2.2. Territorialité et hiérarchie

L'ours est un animal solitaire. Les centres d'activité d'animaux adultes de même rang social et de sexe ne se recouvrent généralement pas. Le griffage des arbres et les marquages au sol serviraient à marquer les sites de passage d'autres ours, les tanières ou les sites de ravitaillement. Ces comportements de marquage seraient développés par les mâles adultes, les femelles et les jeunes de moins de 2 ans se contentant de flairer. Lorsque les animaux sont dispersés, les subordonnés peuvent ainsi détecter à distance les autres individus et les éviter.

Les regroupements saisonniers (par exemple sur les rivières à saumons du Pacifique Nord ou les décharges d'ordures) permettent d'observer des comportements sociaux élaborés, structurés selon une hiérarchie semblable à celle des animaux sociaux (Tableau 4).

Tableau 4 : organisation hiérarchique de regroupements d'ours sur les décharges publiques ; du rang hiérarchique le plus élevé en haut au rang le plus bas en bas, toutes catégories confondues [30]

MÂLES ADULTES (n)	FEMELLES ADULTES	CLASSE DES SUBORDONNÉS
Mâle dominant (1)		
	Femelles agressives - avec oursons de l'année	
Mâle sub-dominant (1)		
Mâles agressifs (2 à 4)		
	Femelles défensives (plus jeunes) – avec oursons de l'année ou de un an.	
Mâles défensifs – plus jeunes mais de même taille		
	Femelles craintives (sans jeunes)	
Mâles craintifs		Jeunes adultes (3-4 ans)
		Subadultes de 2 ans (parfois encore associés par portées)
		Oursons d'un an faibles ou orphelins

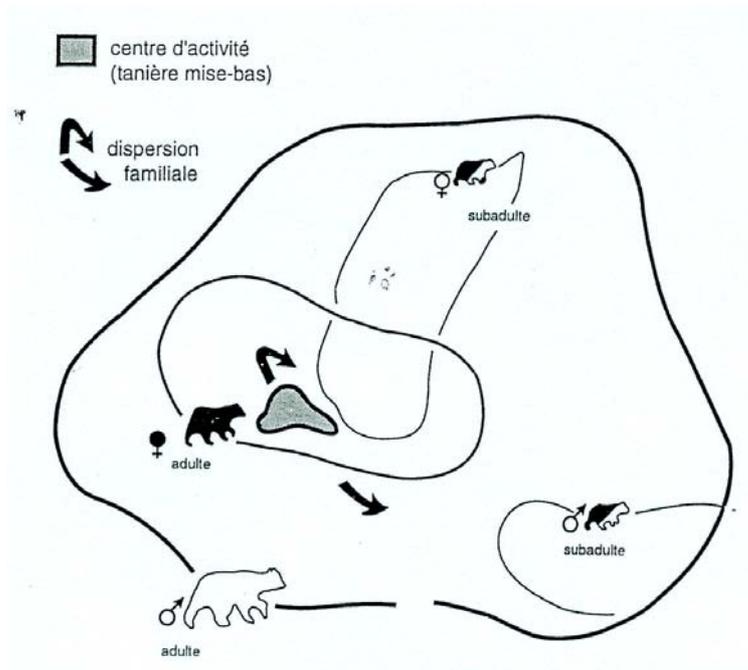
1.2.2.3. Déplacements et dispersion des subadultes

On a observé deux types de déplacements :

- des déplacements rapides sur une grande distance, qui concernent essentiellement certains mâles adultes lorsqu'ils recherchent une partenaire lors du rut ou pour hiberner.
- des déplacements plus lents et sur des distances plus petites uniquement pour la recherche alimentaire.

Les mâles subadultes doivent s'installer loin du domaine vital de leur mère car ils subissent l'agressivité des adultes des deux sexes ; cet éloignement permet de limiter les risques de consanguinité. Les femelles subadultes choisissent au contraire une zone située en partie sur le domaine vital de leur mère (Figure 4).

Figure 4 : organisation schématique de la dispersion des subadultes par rapport aux domaines vitaux des ours adultes [6]



Photographie 1 : ours grizzly mâle lors d'un combat pendant le rut [86]



Photographie 2 : femelle ours brun et son jeune [85]



2. Caractéristiques de chaque espèce d'ours

2.1. L'Ours brun (*Ursus arctos*) [6][7][8][39][48][65]

2.1.1. Description

2.1.1.1. Pelage

Comme son nom l'indique, la robe de l'ours brun est généralement brune mais on observe des variations selon les individus et les régions. En Amérique du Nord, elle est sombre au printemps et à l'automne mais plus claire l'été ; en Eurasie, les formes méridionales présentent le plus de contraste entre individus avec de robes très claires comme sombres (Bulgarie, Turquie). L'ours des Pyrénées a une robe plutôt claire sur les flancs et foncée voire noire à l'extrémité des membres et sur le museau.

2.1.1.2. Taille et poids

La taille adulte est atteinte vers l'âge de dix ans. Il y a de grandes variations de taille selon la zone géographique d'habitat, le sexe (le dimorphisme sexuel apparaît entre l'âge de 2 et 4 ans), l'âge des individus, et la saison.

En Amérique du Nord, les ours habitant les régions côtières de l'Alaska sont les plus grands : plus de 1,20 m au garrot, 2,70 m dressés sur les pattes arrières, 300 à 500 kg en moyenne ; les ours du Yukon par exemple sont plus petits. Ces différences s'expliqueraient par la différence de régime alimentaire (Tableau 5).

Tableau 5 : dimensions d'ours bruns d'Amérique du Nord [48]

Longueur de la tête et du corps	1,7 à 2,8 m
Longueur de la queue	6 à 21 cm
Hauteur au garrot	0,9 à 1,5 m
Poids maximum (Sud de l'Alaska)	780 kg
Poids moyen (Sud-Ouest du Yukon)	139 kg (mâles), 95 kg (femelles)
Yellowstone	102 à 324 kg (181 kg en moyenne)

En Asie, les ours du Kamchatka seraient de mêmes dimensions que ceux des régions côtières d'Alaska.

En Europe, les plus grands ours vivent dans les Carpates roumaines (plus de 400 kg) ; les plus petites formes sont sans doute celles des Pyrénées, d'Europe méridionale, des Abruzzes, du Trentin et d'Espagne (en moyenne 75,4 kg pour les femelles et 113,5 kg pour les mâles).

La longueur totale de la tête varie entre 250 et 350 mm chez l'ours des Pyrénées et jusqu'à 433 mm sur l'île Kodiak (Alaska).

2.1.1.3. Membres

Les griffes non rétractiles sont de type fouisseur et mesurent 5 à 7 cm à la main et 3 à 4 cm au pied ; elles servent surtout à déterrer les racines, griffer les arbres et creuser sa tanière.

2.1.1.4. Appareil digestif et denture

La dentition, les griffes et le système digestif tendent à confirmer l'hypothèse que l'ours brun serait un carnassier devenu végétivore récemment.

2.1.2. Régime alimentaire

L'ours brun est un omnivore opportuniste. En comparant des crânes fossiles et actuels, la tendance à la disparition des trois premières prémolaires montre que l'ours brun est moins carnivore que ses ancêtres du Pléistocène. Cependant, il a conservé un système digestif peu spécialisé qui lui permet de digérer les protéines avec autant de rendement que les carnivores obligatoires et le caecum, permettant une bonne digestion des végétaux par fermentation est souvent absent chez l'ours brun.

2.1.2.1 Spectre alimentaire

On peut regrouper la plupart des aliments consommés par l'ours brun en catégories : végétaux (pâturage, graminées, prêles, ...), racines et bulbes, fruits récoltés (myrtilles, ...), pignons de pins trouvés dans les déjections d'écureuils, insectes récoltés dans les nids ou les sites de regroupement (fourmis, guêpes, coccinelles, ...), mammifères (rongeurs, ongulés, ...) ou oiseaux, poissons (saumons, truites, ...).

2.1.2.2. Variations saisonnières

Les végétaux sont consommés pendant leur croissance, c'est-à-dire la période où ils contiennent le plus de protéines.

Au printemps, les ours bruns cherchent des cadavres de grands animaux (à haute teneur protéique) ; en cas de manque, ils passent la majorité de leur temps à brouter les pousses des graminées. La consommation d'insectes coloniaux (fourmis, vespidae, apidae) se fait à la fin du printemps et en été, voire en automne pour les guêpes et les abeilles. En début d'automne, les aliments énergétiques (glucidiques et lipidiques) prennent le dessus sur la consommation protéique ; les grandes quantités de baies puis de fruits secs ingérées permettent un gain de poids rapide sous forme de graisse.

2.1.2.3. Compétition alimentaire et prédation

L'ours brun a peu de concurrents alimentaires directs ; on a observé quelques cas de conflits avec les loups en Alaska ou le sanglier dans les Abruzzes. De plus, la spécialisation saisonnière dans la consommation de végétaux peut amener une concurrence avec des bovins domestiques comme cela a été observé en Amérique du Nord.

A l'âge adulte, l'ours brun est peu sujet à la prédation (hormis de la part de l'humain) ; les oursons sont la proie des autres ours adultes, de la même espèce ou d'une espèce sympatrique, et des autres grands prédateurs comme les grands félidés ou les canidés sociaux.

2.1.3. Occupation de l'espace et du temps

2.1.3.1. Habitat

2.1.3.1.1. Milieu de vie

L'ours brun peut fréquenter divers habitats et des paysages variés.

En Europe, il est plus arboricole et forestier qu'en Amérique du Nord, puisqu'il n'y est pas en concurrence avec l'ours noir (*Ursus americanus*) (forêt de hêtres, chênes, pins, ...). Il vit plutôt en zone montagnarde d'où il peut gagner les zones plus basses subalpines ou de collines de façon saisonnière (landes à myrtilles, à framboisiers, ronciers, ...). Ces sont souvent des zones à végétation basse et broussailleuse (par exemple, les bordures de couloirs d'avalanches et lisières de forêt sur pente forte). Généralement, l'ours cherche ses ressources sur 1000 à 1500 mètres de dénivelé (Pyrénées) ; dans le Caucase, les déplacements seraient plus importants (jusqu'à 100 km).

En Amérique du Nord, la variété est plus grande, fonction de la variété de paysage et latitude mais également de la fréquentation des lieux par les humains. En Alaska et dans le nord du Canada, les humains ont peu d'influence et les ours occupent des forêts anciennes, des zones côtières et des couloirs d'avalanches orientés au sud, zones dont la fréquentation dépend de la nourriture présente et donc de la saison. Dans les autres régions, l'homme est beaucoup plus implanté et les ours habitent « ce qui reste », constitué en général, par les montagnes les plus reculées et escarpées.

2.1.3.1.2. La tanière

Elle se situe dans des milieux différents selon les latitudes et la hauteur des massifs habités.

En Amérique du Nord, on en trouve dans la partie supérieure de l'étage subalpin des régions continentales (> 2000m) comme à proximité des côtes subarctiques et arctiques.

En Europe, elle se situe plutôt à l'étage montagnard et la partie inférieure du subalpin.

La sécurité du site d'hibernation est un facteur primordial dans le choix de son emplacement, en particulier lors de risque de dérangement par les humains. Lorsqu'une zone est propice, on peut y trouver les sites de plusieurs tanières.

2.1.3.2. Rythme d'activité

L'ours brun est généralement nocturne mais on observe de fortes variations selon les individus, la saison et les conditions météorologiques.

D'après des observations effectuées aussi bien au Parc de Yellowstone que dans les Pyrénées Occidentales, on peut diviser l'année en quatre périodes :

➤ Mi-mars à mi-juillet.

De mi-mars à mi-avril, c'est une période de reprise d'activité progressive après l'hibernation ; l'ours ne trouve que peu de nourriture et puise encore dans ses réserves accumulées en automne. Mi-avril, le niveau d'activité est revenu à la normale ; l'ours trouve tout ce qu'il lui faut dans la nature et ses déplacements sont très importants.

➤ Mi-juillet à mi-novembre.

L'activité alimentaire augmente encore avec l'apparition des baies et l'augmentation de poids peut atteindre un à deux kg par jour.

➤ Mi-novembre.

Les ours limitent leurs déplacements et l'accumulation de graisses augmente.

➤ Décembre (lorsque apparaît un manteau de neige persistant).

Les ours rentrent rapidement en hibernation.

Photographie 3 : ours noir (*Ursus americanus*), vue d'ensemble [87]



Photographies 4 et 5 : ours noir (*Ursus americanus*), portraits [85]



2.2. L'Ours noir (*Ursus americanus*) [48][55]

2.2.1. Description

2.2.1.1. Morphologie générale

L'ours noir se distingue de l'ours brun (*Ursus Arctos*) par ses oreilles plus longues et moins poilues, ses petites bosses au niveau des épaules et son profil plus convexe que concave.

2.2.1.2. Pelage

L'appellation d'ours noir est parfois abusive ; si cette robe est en effet prédominante dans les régions de l'est on observe un panel de robes allant du noir au blond à l'ouest. Parfois, une flamme de poils blancs est présente sur le poitrail.

2.2.1.3. Taille et poids

Le poids moyen des femelles adultes est de 40 à 70 kg et de 60 à 140 kg pour les mâles, avec un maximum de 250 à 300 kg. Le corps mesure 1 à 2 m. En général, la taille adulte est atteinte à l'âge de 4 ans.

2.2.1.4. Membres

Les griffes non rétractiles lui permettent de grimper aux arbres, essentiellement pour échapper aux prédateurs, y compris les humains.

2.2.2. Régime alimentaire

2.2.2.1 Spectre alimentaire

Le Baribal est une des espèces les plus opportunistes. Son régime est constitué à 75 % de végétaux. On peut diviser ce régime en 6 catégories : pâturages, baies et noix, insectes, petits mammifères, fibres de bois et charognes (forme sous laquelle sont consommés la plupart des vertébrés).

2.2.2.2. Variations saisonnières

Au printemps, il se nourrit de plantes herbacées, de feuilles, d'insectes (fourmis, coléoptères), de faons de cervidés (rarement) et castors ; en été, son régime se compose de saumons, de crabes, de racines, de baies et de guêpes (rarement) ; à l'automne, il est constitué de glands, de noisettes, de charognes et de pommes.

2.2.2.3. Compétition alimentaire et prédateurs

La prédation concerne surtout les oursons ; ils sont la proie des loups (*Canis Lupus*), des pumas (*Puma Concolor*), des lynx (*Lynx Lynx*) et également des grands mâles ours. Cependant, le principal prédateur de l'ours reste l'humain.

2.2.3. Occupation de l'espace et du temps

2.2.3.1. Habitat

2.2.3.1.1. Milieu de vie

L'habitat primitif est de façon caractéristique une zone assez inaccessible, avec une végétation basse et d'abondantes sources de nourriture sous forme de fânes d'arbres ou d'arbustes.

Dans les régions du Sud-ouest des Etats-Unis d'Amérique, cet habitat primitif est limité à des aires montagneuses (900 à 3.000 m) et couvertes de végétation, essentiellement des paysages de pinèdes escarpés.

Dans les régions montagneuses du Sud-est (Appalaches, Ozark et Ouachita), les ours noirs vivent principalement dans des forêts de chênes et de noyers blancs.

Dans les plaines côtières du Sud-est, on les trouve le long des baies et dans des bois de feuillus marécageux.

Dans les Nord-est, l'habitat primitif est constitué des forêts de feuillus (hêtres, érables et bouleaux) et de conifères (dans les zones marécageuses, principalement des cèdres blancs). Sur la côte Pacifique, il est planté de séquoias, épicéas et sapins du Canada.

2.2.3.1.2. La tanière

Elle peut être une cavité dans un tronc d'arbre, sous des branchages, des rochers, un talus, dans une caverne, ...

2.2.3.3. Rythme d'activité

L'ours noir est généralement un animal crépusculaire ; cependant, si il a accès à une source de nourriture artificielle d'origine humaine (déchets, ordures), il peut devenir diurne (le long des route) ou nocturne (près des campements).

Photographie 6 : ours polaire (*Ursus maritimus*) sur la banquise [86]



Photographie 7 : ours polaire (*Ursus maritimus*) et son ourson [86]



2.3. L'ours polaire (*Ursus maritimus*) [1][18][48][69]

2.3.1. Description

2.3.1.1. Morphologie générale

Il a les pattes plus longues et un arrière-train très puissant. Sa tête est proportionnellement plus petite que celle des autres ours et son cou est allongé ; son museau est beaucoup plus grand et ses fosses nasales comportent un réseau complexe d'échangeurs thermiques, permettant à l'air expiré de réchauffer un peu l'air polaire glacial avant qu'il n'atteigne les poumons.

L'ours polaire possède un réflexe de plongée : quand il s'immerge, ses narines se ferment, son rythme cardiaque ralentit et son métabolisme musculaire aérobique à la surface devient anaérobie, limitant ainsi la consommation d'oxygène. Il possède également une membrane nictitante différente de celle des autres ours qui lui améliorerait sa vision sous l'eau en agissant comme une lentille supplémentaire.

2.3.1.2. Pelage

Sa fourrure est plus dense que celle des autres ours. Même les coussinets des pattes sont recouverts de fourrure en particulier vers la fin de l'hiver ; cela permet à l'ours polaire des déplacements plus surs sur la banquise et ces poils apportent une couche d'isolation supplémentaire entre la patte et le sol de glace et de neige.

Sa peau est uniformément noire et elle n'apparaît que lors de chute de poils due à une blessure ou une maladie. Les poils ne contiennent pas de pigment et la fourrure apparaît blanche.

2.3.1.3. Taille et poids

C'est le plus grand des ours, et par ailleurs le plus grand carnivore terrestre (Tableau 6).

Tableau 6 : caractéristiques dimensionnelles de l'ours polaire [19][43]

Caractéristiques	Moyennes	Extrêmes
Longueur totale	Mâles : 2,4 à 3 m Femelles : 1,8 à 2,1 m	3,65 m
Hauteur au garrot	1 à 1,6 m	
Poids	Mâles 300 à 800 kg Femelles : 150 à 350 kg	1000 kg 500 kg (femelle gestante)
Longueur de la queue	7 à 13 cm	
Dimensions du pied	Longueur : 30 cm Largeur : 25 cm	

2.3.1.4. Membres

Les griffes de l'ours polaire sont plus courtes et plus acérées que celles de l'ours brun et elles sont plus grandes que celles de l'ours noir ; elles lui permettent de se hisser sur les glaces flottantes et d'agripper très efficacement les proies.

Ses doigts sont partiellement palmés, lui permettant d'être un bon nageur. Il n'utilise que ses pattes avant pour nager en effectuant un mouvement de pédalage, ses pattes arrière lui servant de gouvernail.

2.3.1.5. Appareil digestif et denture

La formule dentaire est identique à celle des Ursidés en général. Cependant, les carnassières sont beaucoup plus développées en lien avec le mode de vie prédateur : elles lui permettent d'attraper et de retenir les proies et d'en cisailer la chair.

2.3.2. Régime alimentaire

2.3.2.1 Spectre alimentaire et variations saisonnières

L'ours polaire est carnivore ; il lui arrive parfois de consommer des végétaux (kelp (algue géante), herbes et baies,...) durant l'été. Il s'attaque principalement au phoque annelé (*Phoca hispida*), mais également au phoque barbu (*Erignathus barbatus*), au phoque à capuchon (*Cystophora cristata*), au phoque à selle (*Cystophora cristata*), aux oiseaux marins et à leurs œufs, aux poissons, aux petits mammifères (lemmings (*Lemmus sibiricus*, *Dicrostonyx torquatus*), renards polaires (*Vulpes lagopus*), ...) et aux charognes de phoque. Les plus grands animaux peuvent également s'attaquer aux morses (*Odobenus rosmarus*), et aux belugas (*Delphinapterus leucas*).

Le régime alimentaire de l'ours polaire est riche en graisses et pauvre en protéines ; en effet, la dégradation des protéines consomme de l'eau, ce qui implique en milieu polaire le coût énergétique pour faire fondre la glace ou la neige ; au contraire, celle des graisses en libère. On a pu observer que, parfois seul le lard du phoque était consommé. L'ours polaire ne cherche pas à dissimuler la viande non consommée, contrairement aux autres ours.

2.3.2.2. Compétition alimentaire et prédateurs

L'ours polaire est un des derniers maillons de la chaîne alimentaire de l'Arctique ; son seul prédateur est l'humain (et les mâles pour les oursons).

2.3.3. Occupation de l'espace et du temps

2.3.3.1. Habitat

2.3.3.1.1. Milieu de vie

Son habitat favori est la banquise ; les zones où la glace se brise puis se reforme, constituent son meilleur terrain de chasse. L'ours peut être amené à parcourir pas moins de 1000 km selon que la banquise fond ou gèle. Pendant l'été, ils vivent sur des îles ou les littoraux avec de la banquise côtière, dérivent sur des glaces flottantes ou se trouvent bloqués sur le continent où ils doivent supporter des températures élevées.

2.3.3.1.2. La tanière

L'ours polaire peut creuser 3 différents types de tanières : des fosses, des tanières peu profondes ou des tanières profondes (Tableau 7).

Les fosses sont creusées dans la neige pour la journée ; elles sont préférentiellement utilisées par les mâles adultes. Un ours s'allonge rarement sans avoir auparavant creusé une fosse.

Les tanières temporaires sont occupées de quelques jours à plusieurs mois (3-4, jusqu'à 6). Leur structure est variable : une chambre unique avec un long couloir d'entrée ou plusieurs petites poches étroites creusées dans la neige. Elles sont utilisées par les ours solitaires, plus fréquemment par les femelles, mais également des mâles adultes et des immatures. Les tanières creusées en été par les femelles gestantes peuvent être réutilisées après réorganisation en hiver comme tanière de mise-bas.

Tableau 7 : dimensions moyenne des tanières terrestres (en centimètres) dans l'ouest de la Baie d'Hudson (Canada) [12]

TANIÈRES PEU PROFONDES							
Âge		L'E	HE		L'T	D	HT
Fraîche		104	76		133	124	88
Vieille		114	75		107	125	67
TANIÈRES PROFONDES							
Âge	LE	L'E	HE	LCT	L'CT	PCT	HCT
Fraîche	137	101	68	129	142	203	90
Vieille	154	132	60	169	159	300	84

L : longueur

L' : largeur

H : hauteur

D : distance du fond de la tanière à l'entrée

E : entrée

T : tanière

CT : chambre de la tanière (profonde)

2.3.3.2. Rythme d'activité

L'ours polaire est inactif la plupart du temps (66,6 %) : il reste couché, dort ou attend près d'un trou de phoque. Il passe le reste de son temps en déplacement (marche et nage : 29,1 %), à traquer une proie (1,2 %) ou à se nourrir (2,3 %).

Seules les femelles gestantes hibernent ; cependant, tout ours peut être amené à devoir s'abriter pendant des courtes périodes pour éviter une tempête, des températures extrêmes ou à des périodes où les proies se font rares.

Photographie 9 : ours à collier (*Ursus tibetanus*) [85]



Photographie 10 : ours à collier (*Ursus tibetanus*) [87]



2.4. L'ours à collier (*Ursus thibetanus*) [28][48][60]

2.4.1. Description

2.4.1.1. Morphologie générale

Sa tête est grosse et arrondie, avec des grandes oreilles plus écartées que celles de l'ours noir et avec un museau long et étroit. Il est massif avec des membres épais et des pattes larges. Sa courte queue est à peine visible sous sa lourde fourrure.

2.4.1.2. Pelage

Sa robe est caractérisée par trois zones de poils blancs ou beiges : une marque en forme de V sur la poitrine, une autre en forme de croissant sur la gorge et une tache sur le menton. Le reste de sa fourrure est le plus souvent noire, parfois brun foncée, mis à part son museau qui est plus clair. Sa fourrure est particulièrement longue sur les épaules et le cou.

2.4.1.3. Taille et poids

Le poids moyen des femelles adultes est de 65 à 90 kg et de 110 à 150 kg pour les mâles, avec un maximum de 200 kg. Le corps mesure 120 à 180 cm de long, sans la queue.

2.4.1.4. Membres

Ses griffes courtes (5 cm sur les membres antérieurs) lui permettent de grimper aux arbres pour y chercher des fruits et des noix.

2.4.1.5. Appareil digestif et denture

La carnassière supérieure c'est-à-dire la quatrième prémolaire, est triangulaire. Les dents « post-carnassières », c'est-à-dire les deux molaires supérieures et les deux dernières molaires inférieures, sont élargies et les surfaces occlusives permettent ainsi un bon écrasement des aliments.

2.4.1.6. Sens

Bien qu'aucune étude scientifique n'ait été menée à ce sujet, l'ours à collier serait doté d'une vue excellente, contrairement aux autres ours, en plus d'une ouïe fine et un odorat aigu (il peut localiser des insectes à un mètre de profondeur).

2.4.2. Régime alimentaire

2.4.2.1 Spectre alimentaire

Bien que l'ours à collier soit essentiellement végétarien (fruits et noix, racines et tubercules, bois, écorce et tiges,...), son régime habituel est omnivore et donc également constitué d'animaux (vers, larves, insectes, petits mammifères, charognes,...) ; il se nourrit également de cultures de céréales et il a été observé des cas d'attaque de buffles.

2.4.2.2. Variations saisonnières

Le régime de l'ours à collier étant surtout constitué de végétaux, il varie au cours des saisons selon leur disponibilité.

2.4.2.3. Compétition alimentaire et prédateurs

Son principal prédateur est le tigre de Sibérie (*Panthera tigris altaica*). Comme les proies des tigres constituent son met favori, il se fait souvent surprendre pendant son repas alors que le tigre revient à sa proie.

De plus, sa propension à se nourrir de bétail et de cultures en fait la cible des humains.

2.4.3. Occupation de l'espace et du temps

2.4.3.1. Habitat

2.4.3.1.1. Milieu de vie

Il habite dans les forêts tropicales humides de zones montagneuses escarpées, dans des régions où la végétation est dense. L'été, il vit plutôt à des altitudes élevées, jusqu'à 3600 mètres et descend pour l'hiver, parfois en dessous des 1500 mètres d'altitude. De façon occasionnelle, il sort de la forêt pour vagabonder dans les plaines.

2.4.3.1.2. La tanière

L'ours à collier s'installe souvent dans le feuillage des arbres en été. L'hiver, un tronc d'arbre creux lui sert de tanière.

Tous les ours à collier n'hibernent pas, bien que la plupart dorme pendant la saison hivernale. Certains hibernent l'hiver entier alors que d'autres ne dorment que pendant les périodes les plus rudes.

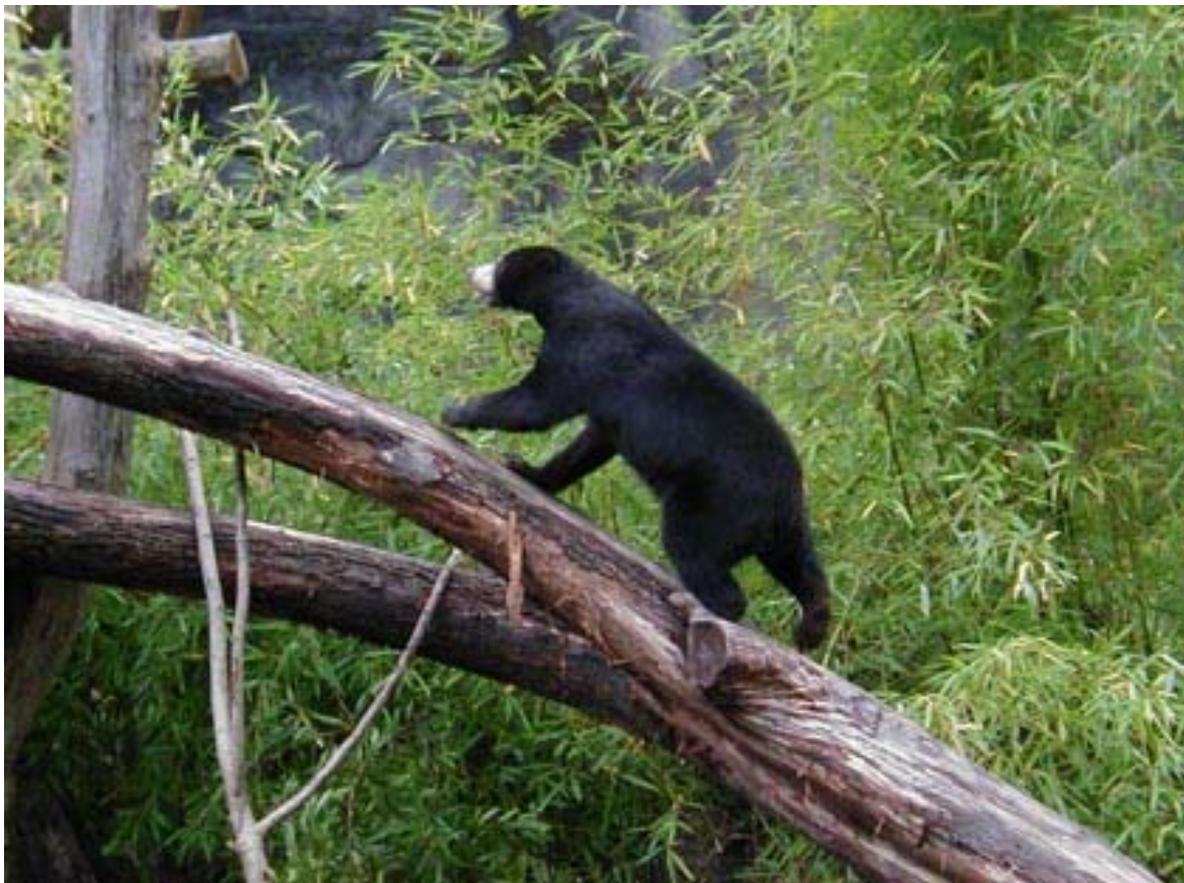
2.4.3.2. Rythme d'activité

L'ours à collier est principalement diurne ; cependant, il semble être capable de modifier son rythme circadien pour obtenir une certaine nourriture ; ainsi, il se nourrit dans les champs de culture la nuit lorsqu'il a moins de risque d'affronter les humains. De plus, en automne, il augmente son activité nocturne, ce qui lui permet de manger plus et stocker plus de réserves en vue de l'hiver.

Photographie 11 : ours des cocotiers (*Ursus malayanus*) en captivité [85]



Photographie 12 : ours des cocotiers (*Ursus malayanus*) en liberté [86]



2.5. L'ours des cocotiers (*Ursus malayanus*) [48]

2.5.1. Description

2.5.1.1. Morphologie générale

C'est le plus petit ours. Sa tête est courte, large et plate avec des petites oreilles arrondies et un petit museau. Son front est plissé et sa langue est étroite et extensible.

2.5.1.2. Pelage

Sa fourrure est rase et d'aspect lustré mais plutôt rêche. Son museau est de couleur orangée à argentée, teinte qui s'étend jusqu'au dessus des arcades sourcilières. La tache en forme de U qui orne son poitrail peut être de couleur chamois, crème blanche, ocre, jaune ou bien être absente. Les pattes sont souvent brun plus ou moins clair. Le reste de la robe est noir de jais.

2.5.1.3. Taille et poids

Le poids moyen des adultes est de 27 à 65 kg avec une moyenne de 46 kg. Le corps mesure 120 à 150 cm de long, avec une moyenne de 135 cm, de la tête à l'extrémité de la queue, laquelle mesure 3 à 7 cm ; l'ours des cocotiers atteint environ 70 cm au garrot. Les mâles sont un peu plus grands que les femelles (10 à 20%).

2.5.1.4. Membres

Ses pattes sont assez grandes et munies de griffes incurvées comme des faucilles et dont la plante est nue, ce qui lui permet d'être un bon grimpeur. Lorsqu'il marche, ses membres se tournent vers l'intérieur, ce qui lui donne une démarche particulière et un peu pataude.

2.5.2. Régime alimentaire

2.5.2.1 Spectre alimentaire

Son régime est largement constitué d'insectes (abeilles, termites, vers de terre, ...) ; sa longue langue lui permet d'attraper des insectes dans les arbres, des termites dans leur nid et du miel dans les ruches d'abeille. L'ours des cocotiers consomme également des fruits lorsqu'il en trouve, voire des petits rongeurs, des oiseaux et des lézards. Lorsqu'il vit dans des zones peuplées par l'humain, il peut également se nourrir de déchets, de bétail et de fruits cultivés comme la banane.

2.5.2.2. Variations saisonnières

Sa nourriture est disponible toute l'année et sans variation saisonnière notable.

2.5.2.3. Prédateurs

Il est la proie du tigre (*Panthera tigris*) et du python réticulé (*Python reticulatus*).

2.5.3. Occupation de l'espace et du temps

2.5.3.1. Habitat

2.5.3.1.1. Milieu de vie

Il habite les forêts tropicales et marécageuses de basse altitude ; on le trouve souvent dans les arbres eux-mêmes.

2.5.3.1.2. La tanière

Il se construit des nids dans les arbres en pliant ou cassant les branches. Les oursons s'abritent souvent sous les racines hors de terre des grands arbres.

2.5.3.2. Rythme d'activité

Il est actif la nuit ; le jour, il dort dans les arbres en profitant du soleil. Il n'hiberne pas sans doute parce que le climat tropical est supportable et sa nourriture disponible toute l'année.

Photographie 13 : ours lippu (*Ursus ursinus*) [85]



2.6. L'ours lippu (*Ursus ursinus*) [48]

2.6.1. Description

2.6.1.1. Morphologie générale

Il a un aspect assez pataud avec des très grands pieds et des énormes griffes. Son museau est long et mobile ; il est similaire à celui des fourmiliers, bien que moins allongé. Il a une lèvre inférieure épaisse, longue et mobile et une langue extrêmement grande ; il est capable d'ouvrir et fermer ses narines de façon volontaire.

2.6.1.2. Pelage

Sa fourrure est hirsute avec des poils longs, particulièrement au niveau des épaules. Elle est de couleur noire ; la présence de poils gris ou bruns peut la faire apparaître de teinte cannelle. Par rapport à l'ensemble du corps, la tête paraît nue et grise. L'ours lippu a une marque dont la teinte va du blanc jaune ou au brun noisette, en forme de U ou Y sur son poitrail.

2.6.1.3. Taille et poids

Le poids des femelles adultes est de 55 à 95 kg et de 80 à 140 kg chez les mâles (de 30 à 40 % supérieur). Le corps mesure 140 à 190 cm de long, avec une moyenne de 170 cm, de la tête à l'extrémité de la queue, laquelle mesure environ 17 cm ; l'ours lippu atteint 85 cm au garrot.

2.6.1.4. Appareil digestif et denture

Ses dents sont petites. Les incisives supérieures sont absentes et les molaires sont larges et plates.

2.6.2. Régime alimentaire

2.6.2.1 Spectre alimentaire

Bien que l'ours lippu soit omnivore, son régime se compose en grande proportion d'insectes (termites, abeilles, ...) ; il comprend également des feuilles, du miel, des fleurs et de fruits.

2.6.2.2. Variations saisonnières

Du mois de mars au mois de juin, beaucoup de fruits sont disponibles et constituent alors jusqu'à 50% du régime alimentaire.

2.6.2.3. Prédateurs

L'ours lippu peut être la proie de grands prédateurs comme le tigre (*Panthera tigris*) ou le léopard (*Panthera pardus*)

2.6.3. Occupation de l'espace et du temps

2.6.3.1. Habitat

2.6.3.1.1. Milieu de vie

L'ours lippu vit dans des zones tropicales ; il habite le plus souvent des forêts peu humides à basse altitude et des prairies rocheuses.

2.6.3.1.2. La tanière

Elle est souvent constituée par une excavation, particulièrement sur les bords de rivière.

2.6.3.2. Rythme d'activité

L'ours lippu est principalement nocturne ; durant la journée, il dort dans sa tanière. Il n'a pas de période d'hibernation mais plutôt une période d'inactivité pendant la saison des pluies.

Photographie 14 : ours à lunettes (*Tremarctos ornatus*) [85]



Photographie 15 : ours à lunettes (*Tremarctos ornatus*) [86]



2.7. L'ours à lunettes (*Tremarctos ornatus*) [48]

2.7.1. Description

2.7.1.1. Pelage

Sa fourrure est hirsute et sa robe va du noir au rougeâtre en passant par le brun. L'ours à lunettes tient son nom des marques en anneaux qu'il a autour des yeux, de couleur jaune ; ces marques peuvent s'étendre jusqu'à la gorge voire jusqu'au poitrail comme elles peuvent être totalement absentes. Il a le museau de couleur claire.

2.7.1.2. Taille et poids

Le poids des femelles adultes est de 65 à 85 kg et 100 à 155 kg pour les mâles. Le corps mesure 140 à 190 cm de long, de la tête à l'extrémité de la queue ; il atteint 70 cm au garrot.

2.7.1.3. Membres

Ses griffes sont longues, acérées et contrairement à celles des autres ours, elles sont rétractiles.

2.7.2. Régime alimentaire

2.7.2.1 Spectre alimentaire

Bien qu'il soit omnivore, son régime est essentiellement frugivore et en particulier constitué de fruits de la famille des Broméliacés (50 %) et de figues (40 %). Ce régime comprend des baies, des cactus, du miel, de la canne à sucre et des arbustes. En cas de nécessité, l'ours à lunettes peuvent manger des petits rongeurs, des oiseaux, des insectes ou des charognes (vigogne (*Vicugna vicugna*), daim (*Dama dama*),...), voire tuer du bétail si aucune autre nourriture n'est disponible.

2.7.2.2. Variations saisonnières

La disponibilité des fruits variant selon la saison, son régime alimentaire varie de la même façon.

2.7.2.3. Prédateurs

Il peut être la proie de grands félins prédateurs comme le puma (*Puma concolor*) ou le jaguar (*Panthera onca*).

2.7.3. Occupation de l'espace et du temps

2.7.3.1. Habitat

2.7.3.1.1. Milieu de vie

L'ours à lunettes est adapté à de milieux variés : il vit à des altitudes allant de 200 à 4200 mètres et habite donc des habitats allant du désert côtier de broussailles aux forêts de montagne en passant par les plaines de haute altitude. Cependant, son habitat favori est la forêt montagnaise humide (1800 à 2700 m) où la nourriture est abondante.

2.7.3.1.2. La tanière

Il dort sous des grosses racines d'arbre, sur un tronc ou dans une caverne pendant la journée. Parfois, il construit une plate-forme dans un arbre avec des branches cassées.

2.7.3.2. Rythme d'activité

Il est principalement crépusculaire et nocturne ; il n'hiberne pas, sa nourriture étant disponible toute l'année mais des conditions météorologiques peu favorables peuvent induire chez l'ours à lunettes une baisse d'activité.

Photographie 16 : panda géant (*Ailuropoda melanoleuca*) [85]



Photographie 17 : panda géant femelle (*Ailuropoda melanoleuca*) et son nouveau-né [86]



2.8. Le panda géant (*Ailuropoda melanoleuca*) [29][48]

2.8.1. Description

2.8.1.1. Morphologie générale

Il a une tête massive, un corps robuste, des oreilles arrondies et une queue courte.

2.8.1.2. Pelage

Sa fourrure est épaisse et rêche ; elle est composée d'une couche superficielle de consistance rugueuse et d'un sous-poil très dense semblable à de la laine. Elle est grasse au toucher, ce qui protège le panda du climat froid et humide.

Sa robe est blanche avec des zones noires : les membres et les épaules, le tour des yeux, les oreilles et parfois le bout de la queue. De façon exceptionnelle, ces parties noires ont plutôt une teinte rouge-brun.

2.8.1.3. Taille et poids

Le poids des femelles adultes est de 70 à 100 kg et celui des mâles de 85 à 125 kg. Le corps mesure 150 à 180 cm de long, de la tête à l'extrémité de la queue ; il atteint 65 à 70 cm au garrot.

2.8.1.4. Membres

Sur les membres antérieurs, il présente ce qu'on a appelé « le pouce du panda » ; il s'agit en fait d'un épaississement de peau qui recouvre l'os sésamoïde radial. Cette particularité lui apporte l'équivalent d'un doigt opposé au reste de la main et lui permet de manipuler avec précision, en particulier, les pousses de bambou.

2.8.1.5. Appareil digestif et denture

Ses mâchoires sont puissantes. Ses molaires et prémolaires sont plus larges et plus aplaties que celles des autres ours et la présence d'arêtes lui permet de broyer efficacement sa nourriture.

Son appareil digestif est adapté à sa principale nourriture, le bambou (*Phyllostachys sp*) : la paroi de son œsophage est renforcée par un revêtement dur et corné, celle de son estomac a une musculature très développée et celle de son intestin est recouverte d'une épaisse couche de mucus, qui la protège des échardes.

2.8.2. Régime alimentaire

2.8.2.1 Spectre alimentaire et variations saisonnières

Son régime alimentaire est presque exclusivement constitué de bambou (à plus de 99 %). C'est une nourriture très pauvre en énergie : il doit en ingérer près de 40 kg par jour ; mais elle est disponible toute l'année.

Le panda se met en position assise lorsqu'il se nourrit, ce qui lui permet d'avoir les membres antérieurs libres pour saisir les tiges de bambou.

2.8.2.2. Prédateurs

Hormis l'être humain, le panda géant adulte n'a pas de prédateurs ; les jeunes peuvent être la proie des félins comme le léopard (*Panthera pardus*).

2.8.3. Occupation de l'espace et du temps

2.8.3.1. Habitat

2.8.3.1.1. Milieu de vie

Il habite des forêts en altitude (2700 à 3900 m) où poussent des conifères, des feuillus et du bambou.

2.8.3.1.2. La tanière

Il n'a pas de tanière permanente mais s'abrite à l'occasion dans des troncs d'arbre creux, des crevasses dans la roche ou des cavernes.

2.8.3.2. Rythme d'activité

Son activité est principalement crépusculaire et nocturne ; il passe 10 à 12 heures à se nourrir. Il est surtout terrestre mais peut également grimper dans les arbres.

Il n'hiberne pas ; cependant, il descend à des altitudes plus basses (1200 à 1300 m, jamais moins de 800 m) durant l'hiver.

DEUXIÈME PARTIE :

LA PHYSIOLOGIE SEXUELLE DES URSIDÉS

1. Anatomie de l'appareil génital (chez *Ursus arctos*)

1.1 . Anatomie de l'appareil génital femelle (Figure 5) [10][14][25][57]

1.1.1. Les ovaires

1.1.1.1. Topographie et rapport

L'ovaire droit est situé en regard de la cinquième vertèbre lombaire (L5), au pôle caudal du rein droit. L'ovaire gauche est plus caudal, en regard de la sixième vertèbre lombaire (L6).

Les deux ovaires sont extra-omentaux. Les viscères les plaquent contre la paroi abdominale. Ils sont en rapport avec les anses intestinales à travers le grand omentum.

1.1.1.2. Moyens de fixité

L'ovaire est maintenu par le mésovarium qui constitue la partie la plus crâniale du ligament large ; l'ovaire est ainsi suspendu à la région lombaire de façon lâche. Le mésovarium est renforcé par le ligament suspenseur de l'ovaire qui est encore plus lâche.

Comme il est en continuité avec la trompe utérine, l'ovaire est également maintenu par le mésosalpynx lequel est plus latéral que le mésovarium. L'espace entre les deux mésos constitue la bourse ovarique : elle est chargée de tissus adipeux qui cachent l'ovaire. Les deux mésos sont soudés ne laissant qu'une étroite ouverture.

Lors de l'ovulation, les ovules sont libérés dans cette bourse presque close à laquelle s'abouche l'oviducte qui constitue la partie externe de la corne utérine : ainsi l'ovule ne peut que passer par la trompe qui le conduit à la corne utérine.

Enfin, l'ovaire est lié à la trompe utérine par le ligament propre de l'ovaire qui est court et solide.

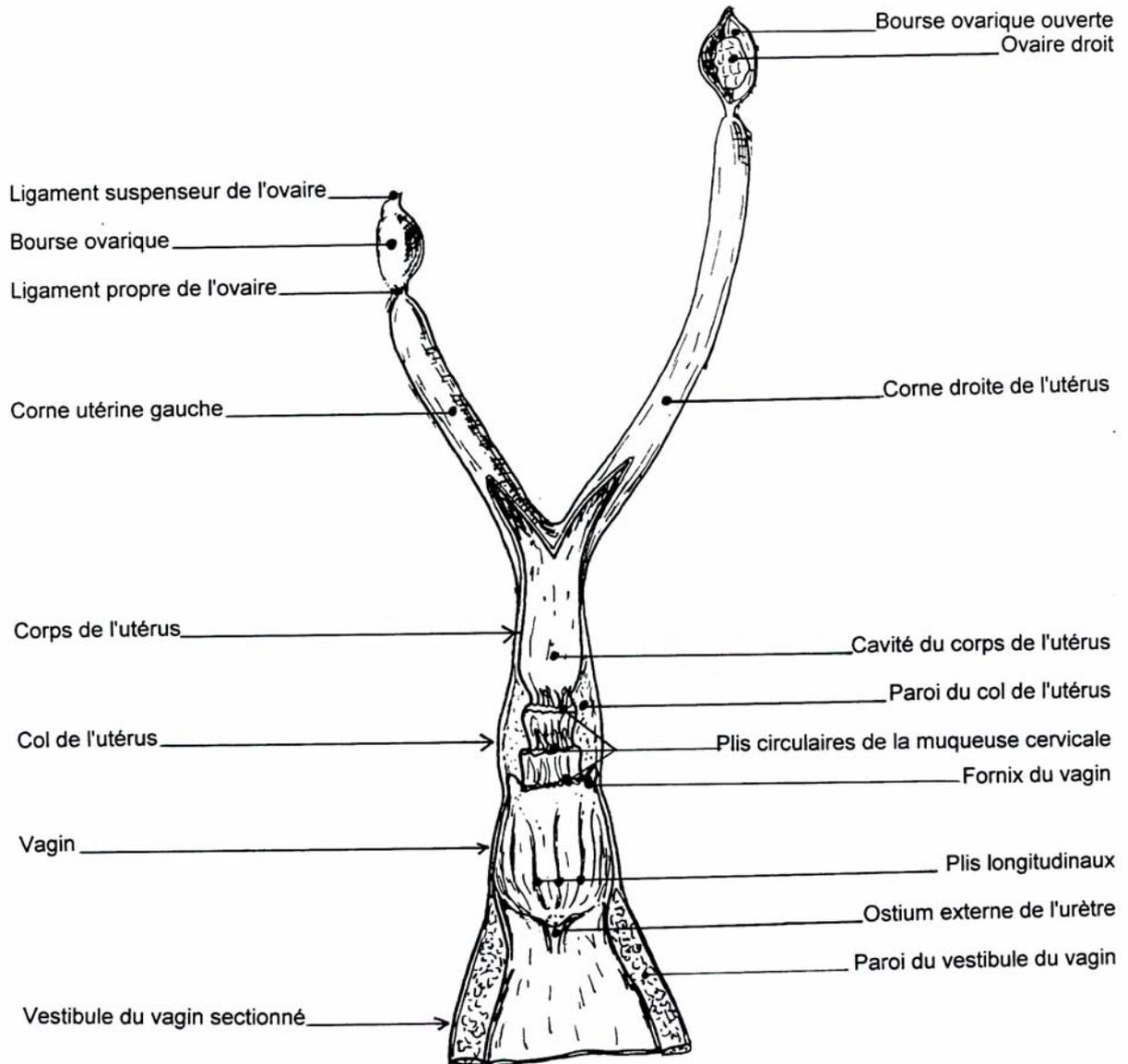
1.1.1.3. Conformation extérieure

L'ovaire est situé à l'extrémité externe de la corne utérine ; il est ovoïde, voire légèrement réniforme, d'une teinte gris rosé d'aspect irrégulier et bosselé. La surface extérieure est creusée de sillons qui dessinent de petites circonvolutions.

Il mesure en moyenne 2 cm de longueur, 1 à 2 cm de largeur et 1 cm d'épaisseur. D'après Couturier (14), l'ovaire gauche pèse en moyenne 6 grammes et le droit, 5 grammes. Cependant, les ovaires changent de taille en fonction de la période et en fonction de l'individu ; ainsi ils sont plus petits chez les femelles immatures.

L'ovaire peut présenter des renflements : il s'agit de follicules de grande taille ou de corps lutéiniques. Hors saison de reproduction, les follicules mesurent généralement 1 à 5 mm ; à maturité en saison de reproduction, les follicules préovulatoires atteignent 6 à 12 mm.

Figure 5 : vue dorsale et conformation intérieure de l'appareil génital femelle de l'ours brun (*Ursus arctos*) [10]



1.1.1.4. Conformation intérieure

L'épithélium germinatif et les follicules ovariens sont particuliers. L'ovaire de l'ours brun produit des follicules anovulaires en très grand nombre situés dans la substance corticale. Les cordons de Pflüger sont issus de l'épithélium germinatif et entourent les follicules primordiaux (chez le mâle, ils donneront les tubes séminifères) ; au moment de la différenciation sexuelle, ils s'étranglent en chapelet autour de chaque follicule, servant ainsi, chez la femelle mature, de réserves pour les futurs follicules de De Graaf ainsi que des follicules anovulaires.

Les follicules primaires sont rares : en effet, ils disparaîtraient au cours de l'hibernation, ce qui n'est pas le cas des follicules primordiaux. Les corps jaunes existent sous plusieurs formes : des faux corps jaunes atrésiques dont on pense qu'ils sont issus de follicules anovulaires, des corps jaunes fibreux et des corps jaunes périodiques, dont on n'est pas sûr des rôles respectifs. Le nombre de corps lutéiniques observés chez l'ours brun va habituellement de 2 à 5, répartis entre les deux ovaires.

1.1.2. Le tractus génital

1.1.2.1. La trompe utérine

L'infundibulum est situé caudo-ventralement par rapport à l'entrée de la bourse ovarique.

1.1.2.2. L'utérus

1.1.2.2.1. Conformation

L'utérus est constitué d'un corps court et de deux cornes utérines. Le corps est légèrement aplati dorso-ventralement ; il mesure en moyenne 8 cm de la bifurcation des cornes au début du col. Les cornes sont cylindroïques et lisses, mesurent en moyenne 18 cm de longueur pour un diamètre régulier d'environ 1 cm ; les cornes peuvent avoir des longueurs différentes. La muqueuse des cornes est légèrement plissée dans le sens longitudinal. On n'observe pas de démarcation avec l'oviducte.

Le col de l'utérus se trouve à la suite du corps. Il est court, en moyenne 5 cm de longueur ; il est dur à la palpation et présente des parois épaisses. Sa muqueuse est de couleur rose clair. Le col se termine par une série de trois replis muqueux, situés ventralement ; le repli le plus ventral et plus caudal entraîne le fornix ventral au niveau de la partie vaginale du col. Le canal cervical très court est situé dorsalement.

1.1.2.2.2. Moyens de fixité

Le ligament large ou mésométrium est chargé de tissu graisseux. Il fixe les cornes utérines et le corps par leur bord dorsal à la région sous-lombaire et au côté de la cavité pelvienne. C'est un ligament très ample qui permet une grande mobilité aux cornes. Un méso secondaire également large et bordé par le ligament rond s'engage dans l'espace inguinal. Il est présent jusqu'à la vulve et forme ainsi le processus vaginal, occupé par une grande quantité de tissu adipeux. Le ligament large est également rattaché aux ligaments latéraux de la vessie.

1.1.2.2.3. Rapports

Les cornes utérines sont en rapport avec les anses intestinales et la vessie. Le corps est en rapport avec le rectum dorsalement et la vessie ventralement.

1.1.2.3. Le vagin

Le vagin est court, en moyenne 5 cm. Ses parois sont épaisses et musculeuses ; la muqueuse est rose clair et présente de nombreux plis longitudinaux. Caudalement, le vestige de l'hymen forme un bourrelet circulaire.

1.1.2.4. Le vestibule du vagin

Il est long avec en moyenne 11 cm. La muqueuse est plus foncée que celle du vagin, de teinte rougeâtre et est extensible ; elle présente des plis fins et effaçables. Dans la paroi, on trouve des glandes vestibulaires diffuses ; par contre, il n'y a pas de glandes vestibulaires majeures.

L'ostium externe de l'urètre ou méat urinaire est visible en arrière de l'hymen ; il forme une fente transversale et béante, surmontée d'un repli muqueux dirigé vers l'arrière.

Les muscles vestibulaires ainsi que ceux qui attachent le vestibule à la paroi pelvienne sont très épais.

Le clitoris est situé ventralement ; il est couvert d'un capuchon muqueux.

1.1.3. Les mamelles

On compte trois paires de mamelles : une paire pectorale, une paire abdominale et une paire inguinale. Elles ont une taille très réduite, même pendant la lactation ; les mamelles pectorales sont par ailleurs pratiquement les seules à sécréter du lait.

1.2. Anatomie de l'appareil génital mâle (Figures 6 à 8) [10][14][25][57]

1.2.1. Les testicules et leurs enveloppes (Figure 7)

1.2.1.1. Les enveloppes

Les enveloppes se divisent en deux catégories ; tout d'abord, le scrotum et le fascia spermatique externe constituent les enveloppes superficielles ; les enveloppes internes sont le muscle crémaster qui est très développé, large et épais, puis le fascia spermatique interne et enfin la tunique vaginale ou mésorchium.

A la maturité sexuelle, le scrotum a tendance à se pigmenter d'une teinte plus sombre et à se dépiler.

1.2.1.2. Conformation externe

Le testicule est de forme régulière, ovoïde et légèrement aplatie médio-latéralement. On distingue deux faces, deux bords et deux extrémités.

Figure 6 : vue dorsale de l'appareil uro-génital mâle (reins enlevés) de l'ours brun (*Ursus arctos*) [10]

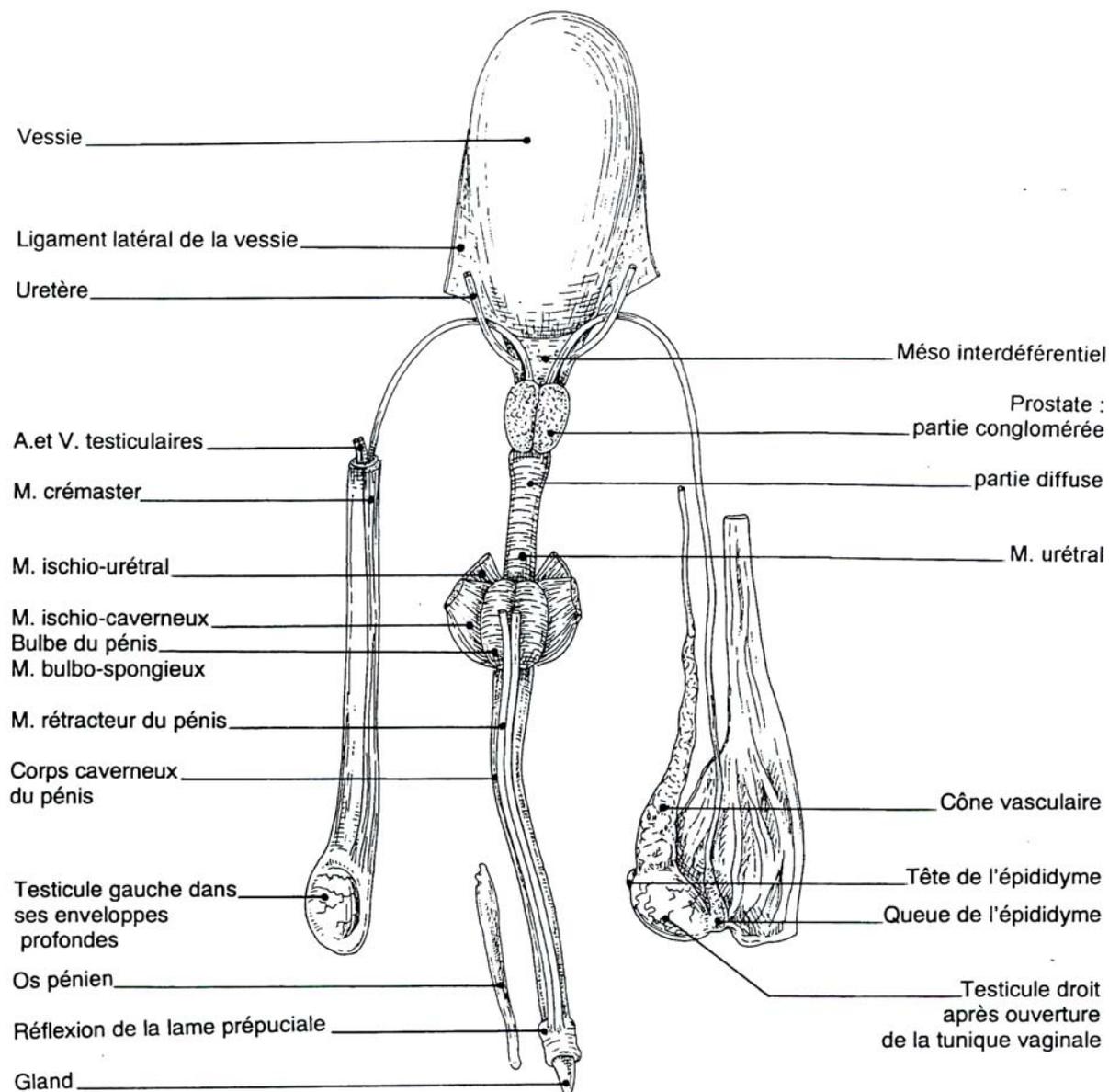
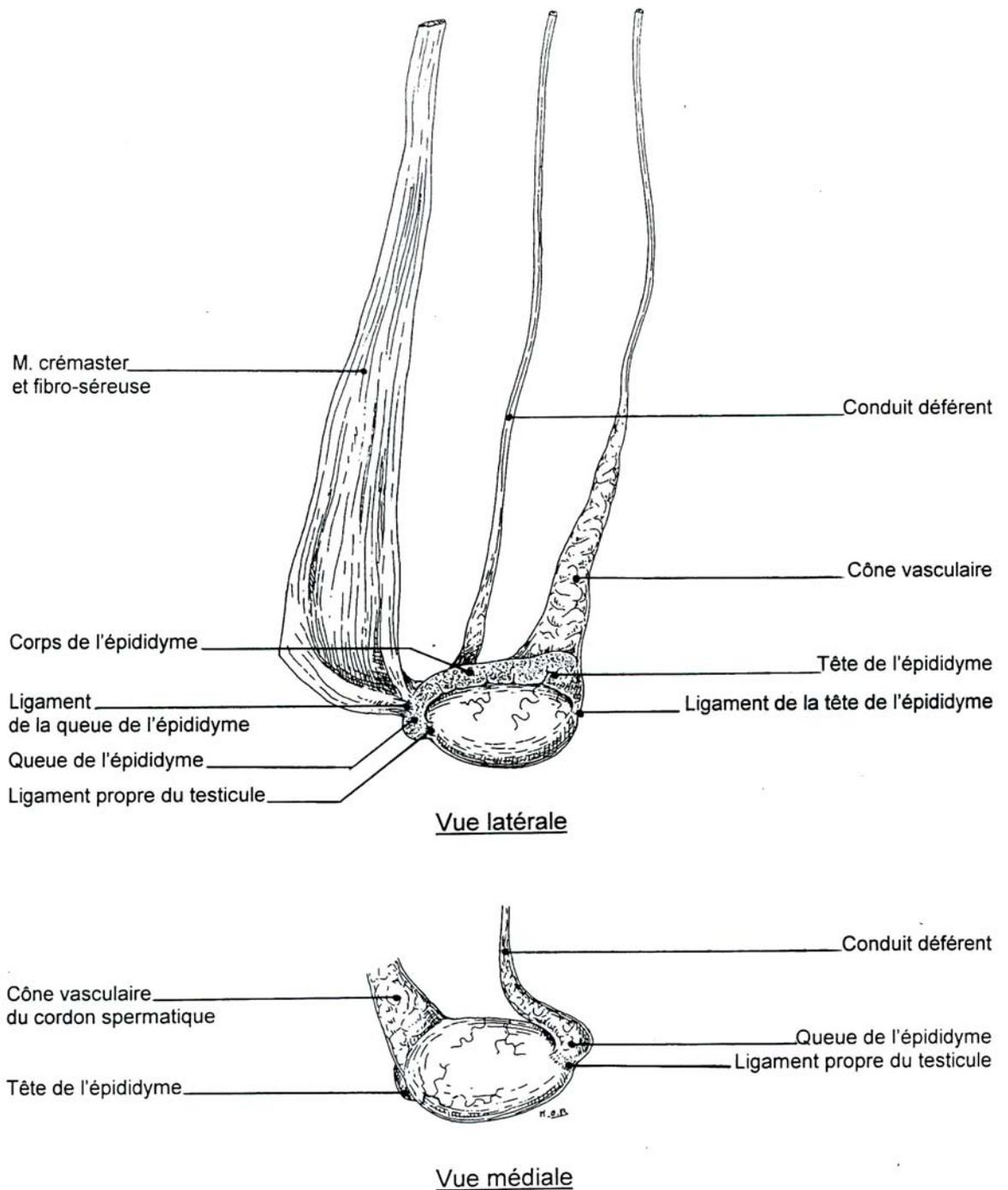


Figure 7 : vues latérale et médiale du testicule et épидидyme droits de l'ours brun (*Ursus arctos*) [10]



Les faces latérale et médiale sont lisses et convexes et sont parcourues par des vaisseaux cheminant sous la séreuse et l'albuginée. La face latérale est en contact avec l'épididyme dorsalement.

Le bord ventral est le bord libre ; il est lisse et convexe. Le bord dorsal est légèrement plus aplati et il est longé par l'épididyme.

L'extrémité crâniale ou extrémité capitée est en continuité de substance avec la tête de l'épididyme ; elle reçoit médialement l'attache du cône vasculaire. L'extrémité caudale ou extrémité caudée est unie à la queue de l'épididyme par le ligament propre du testicule

1.2.1.3. Conformation interne

En coupe, le testicule apparaît brun. De l'extérieur vers l'intérieur, on trouve une séreuse puis l'albuginée qui est épaisse et fibreuse et qui délimite des cloisons interlobulaires.

Le parenchyme est composé par les tubes séminifères, le rete testis et du tissu conjonctif interstitiel. Chez le mâle immature, les tubes séminifères sont simplement des cordons indifférenciés issus des cordons de Pflüger et dispersés dans le tissu conjonctif. A la maturité sexuelle, ils s'élargissent et occupent la majeure partie du testicule. A la période du rut, les tubes séminifères sont turgescents et comprimés les uns contre les autres ; en dehors de la saison de reproduction, ils s'atrophient et sont uniformément enroulés.

1.2.1.4. Moyens de fixité

L'épididyme est fixé à l'extrémité capitée du testicule par sa tête du fait de la continuité de substance et par le ligament de la tête de l'épididyme, lequel est très court et large. L'extrémité caudée du testicule est fixée à la queue de l'épididyme par le ligament propre du testicule qui est court et épais.

L'ensemble est solidarisé à la paroi de la tunique vaginale par le ligament de la queue de l'épididyme qui lie la queue de l'épididyme à la paroi de la vaginale. Le tout est relié au reste de l'organisme par le cordon spermatique qui comprend le canal déférent, le cône vasculaire, les enveloppes profondes et le fascia spermatique externe.

1.2.2. Les voies spermatiques

1.2.2.1. L'épididyme

Il se divise en trois parties : la tête, le corps et la queue.

La tête est large et elle est fixée à l'extrémité capitée du testicule par la continuité de substance et par le ligament de la tête de l'épididyme. Elle est latérale à l'insertion du cône vasculaire.

Le corps est rétréci par rapport à la tête ; il est aplati et se moule sur le testicule.

La queue aussi est moins large que la tête ; elle est fixée à l'extrémité caudée du testicule par son ligament propre. Elle se poursuit médialement par le conduit déférent. Comme son nom l'indique, le ligament de la queue de l'épididyme s'y attache et unit le testicule et l'épididyme à la vaginale.

1.2.2.2. Le conduit déférent

Il permet l'acheminement du sperme jusque dans l'urètre. Il se divise en deux parties : une portion funiculaire et une portion abdomino-pelvienne.

La partie funiculaire fait suite à la queue de l'épididyme ; elle passe à la face médiale du mésorchium et entre dans la composition du cordon spermatique qui passe par l'anneau inguinal en direction de la vessie.

La partie abdomino-pelvienne commence à la sortie du cordon ; le conduit déférent décrit alors une courbe en direction ventro-caudale ; il contourne crânialement et dorsalement le ligament latéral de la vessie puis la face médiale de l'uretère. Il se place alors contre la face dorsale de la vessie en prenant une direction caudale. Les deux conduits déférents se rejoignent dans le plan médian et y sont unis par le méso interdéférentiel. L'ampoule du conduit déférent est absente chez l'ours. Les conduits déférents se terminent dans l'urètre au niveau de la prostate diffuse ; les deux méats sont visibles sur une petite partie surélevée en forme de losange et en position dorsale, le colliculus seminalis.

Chaque conduit mesure en moyenne 44 cm de longueur dont les deux cinquièmes sont abdominaux.

1.2.2.3. Les vésicules séminales

Elles sont absentes chez l'ours brun.

1.2.3. L'urètre et ses annexes (Figure 8)

L'urètre fait suite au col de la vessie. A l'intérieur de l'urètre pelvien, la prostate déverse ses sécrétions dans l'urètre par deux petits ostiums, appelés ostiums éjaculateurs et situés de part et d'autre du colliculus seminalis ; ce dernier est situé au milieu de la portion où la prostate est diffuse.

La prostate est constituée de deux parties : une partie conglomérée et une partie diffuse ou disséminée.

La partie conglomérée est bien individualisée ; elle forme un corps bilobé allongé dans le sens crânio-dorsal. Le sillon médian démarque de façon nette le lobe droit du lobe gauche lesquels sont traversés par les conduits déférents correspondant à leur latéralisation. Cette partie de la prostate n'entoure pas complètement l'urètre : elle est dorsale et laisse la région ventrale de l'urètre libre.

La partie diffuse de la prostate est située caudalement à la partie conglomérée ; comme son nom l'indique elle est diffuse dans la paroi de l'urètre.

L'urètre est tapissé par le muscle urétral ; ce muscle forme un véritable sphincter.

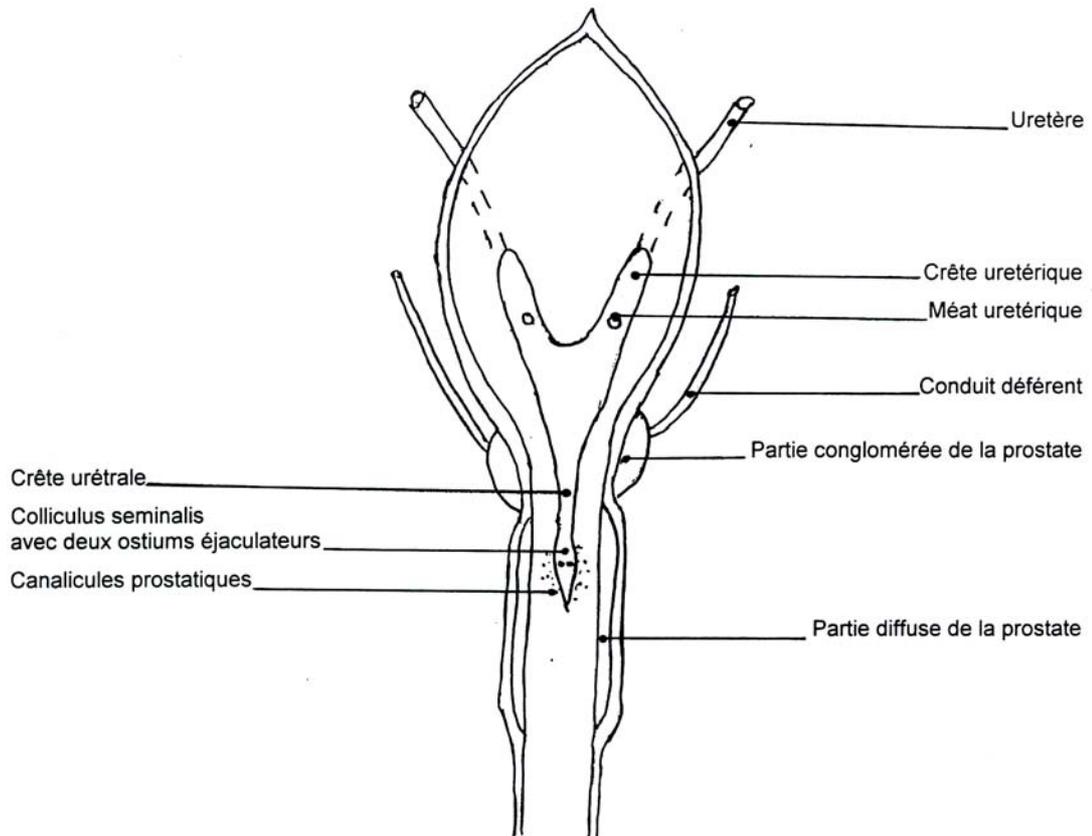
Les glandes urétrales sont absentes chez l'ours.

L'urètre pelvien est fixé par sa face ventrale à l'arcade ischiatique par le muscle ischio-urétral.

En ce qui concerne l'urètre pénien, la partie spongieuse commence par le bulbe du pénis qui est bilobé, assez volumineux et situé au niveau de l'arcade ischiatique ; elle se poursuit jusqu'à l'extrémité du pénis en un long segment tubulaire ; la lumière urétrale a un diamètre constant sauf au niveau du bulbe où elle est légèrement dilatée.

L'ostium interne de l'urètre se situe au niveau de la prostate conglomérée ; l'ostium externe constitue une fente médiane à l'extrémité du gland.

Figure 8 : conformation intérieure du plafond de la vessie et du début de l'urètre pénien chez le mâle ours brun (*Ursus arctos*) [10]



1.2.4. Le pénis

Il est long et fin. En moyenne il mesure 32 cm. Sa racine est épaisse, large et longue et elle débute au niveau du bulbe du pénis. Le corps est aplati latéralement et il s'amincit progressivement en région distale. Le gland est très fin et il est situé à l'extrémité libre avec l'ostium externe de l'urètre. La couronne du gland n'est pas très marquée. Le prépuce ne recouvre que le gland. Il est petit et triangulaire ; son orifice est étroit. Il est plaqué à la face ventrale de l'abdomen et ne forme pas de pli de peau.

Le pénis renferme à son extrémité un os pénien comme c'est le cas chez beaucoup de carnivores. C'est un fin bâtonnet osseux d'environ 15 cm de long.

Son extrémité caudale (proximale) ou tête est rugueuse et en forme de massue ; elle est comprimée transversalement.

Le corps est aplati latéro-latéralement et il est infléchi tantôt à droite, tantôt à gauche, tantôt vers le haut, vers le bas. La face inférieure est excavée en forme de gouttière où se loge l'urètre. Le diamètre du corps diminue progressivement jusqu'à l'extrémité distale.

Son extrémité crâniale (distale) est plus fine, souvent infléchie et se termine par un apex arrondi et renflé.

A la naissance, il n'est constitué que par un peu de tissu pré-cartilagineux ; il s'allonge et s'ossifie au cours de la croissance.

Les mouvements violents du couple lors de la copulation peuvent occasionner des fractures de l'os pénien qui se consolident par un cal.

La continuité de l'urètre et celle du muscle bulbo-spongieux représentent les premiers moyens de fixité. Le muscle bulbo-spongieux est à l'origine du bulbe du pénis ; c'est un muscle impair et médian et de taille importante ; autour, les muscles ischio-caverneux sont pairs, volumineux et puissants. Enfin, les muscles rétracteurs du pénis sont insérés à la face ventrale des premières vertèbres caudales ; ils sont fins ; ils croisent face latérale du rectum pour se rejoindre sous l'anus et longer le bord ventral du pénis jusqu'au gland.

2. Physiologie de la reproduction

2.1. Puberté et maturité sexuelle [1][8][48][49][50][55][59][60][65]

2.1.1. Les femelles

Les ourses atteignent la maturité sexuelle en moyenne vers l'âge de 3 - 4 ans (Tableau 8). On peut évaluer ce phénomène de différentes façons : par détection du premier oestrus en observant la turgescence de la vulve et les écoulements vaginaux (*Ursus maritimus*), par constat de la première portée l'année suivante (*Ursus arctos*), ...

Cependant, on a constaté que l'âge de maturité sexuelle variait de façon significative selon la zone géographique et les conditions environnementales ; en effet, l'état corporel et l'âge à la puberté sont directement liés à la qualité du régime alimentaire ; ainsi la disponibilité en nourriture influe sur l'âge de maturité sexuelle et donc la fécondité des ourses ; par exemple, on a observé chez le baribal que, lors d'années pauvres en baies ou graines, les femelles immatures avaient un premier oestrus retardé, les portées étaient de plus petite taille et le nombre de femelles infertiles augmentaient.

Tableau 8 : âge lors de la maturité sexuelle selon l'espèce (en années) [1][8][48][49][55][59][60][65]

Espèce	Age des femelles	Age des mâles
<i>Ursus arctos</i>	Parc national de Yellowstone : $\geq 3,5$ 5 à 10	4,5 à 5,5 5 à 10
<i>Ursus americanus</i>	2 à 7 ; moyenne : 3 à 4	2 à 5 ; moyenne : 3 à 4
<i>Ursus maritimus</i>	Ouest de la baie d'Hudson : 3 à 5 ; moyenne : 4,1 Autres populations : 4,5 à 5,5	3
<i>Ursus thibetanus</i>	En captivité : 3 à 4 En liberté : non connu	3 à 4
<i>Ursus ursinus</i>	Non connu	Non connu
<i>Ursus malayanus</i>	En captivité : 3 En liberté : non connu	Non connu
<i>Tremarctos ornatus</i>	4 à 7	3 à 4
<i>Ailuropoda melanoleuca</i>	4,5 à 6,5	4,5 à 6,5

2.1.2. Les mâles

On détermine généralement la maturité sexuelle chez le mâle par la présence de spermatozoïdes de morphologie normale dans la lumière des tubes séminifères. Comme pour les femelles, l'âge de la maturité sexuelle est influencé par la qualité du régime alimentaire et de fait les ours vivant en captivité sont souvent matures plus jeunes que ceux vivant en liberté.

En moyenne, les ours mâles atteignent la maturité sexuelle vers 4 – 5 ans (Tableau 8). Mais les jeunes mâles doivent souvent attendre d'être de taille à rivaliser avec les grands mâles plus âgés avant de pouvoir s'accoupler. De fait, ils ne s'accouplent pas avant l'âge de 6 ans.

2.2. Saisonnalité de la reproduction [1][8][17][32][37][48][51][55][59][60][65][80]

2.2.1. Le rut

La saison des amours ou rut se définit comme la période pendant laquelle a lieu l'accouplement voire de façon plus large la période d'appariement du mâle et de la femelle y compris les rituels qui précèdent et suivent la copulation.

Pendant le rut, les ours habituellement solitaires parcourent de grandes distances pour se rapprocher. Dahle et Swenson (17) ont mis en évidence une relation significative entre l'étendue des zones géographiques parcourues par les femelles d'*Ursus arctos* et leur statut reproductif : en effet, les femelles en oestrus parcourent de grandes étendues ce qui leur permet de nombreux rencontres et accouplements ; à l'opposé, les femelles suitées parcourent des zones peu étendues et cherchent à éviter les mâles car ceux-ci peuvent tuer leurs oursons, rendant ainsi la mère disponible à la reproduction.

Mâles et femelles forment des couples et restent ensemble généralement une à deux semaines, voire un mois ; dans certaines espèces, le couple chasse ensemble (comme chez l'ours à collier), dans d'autres, le mâle et la femelle s'affrontent dans un simulacre de combat

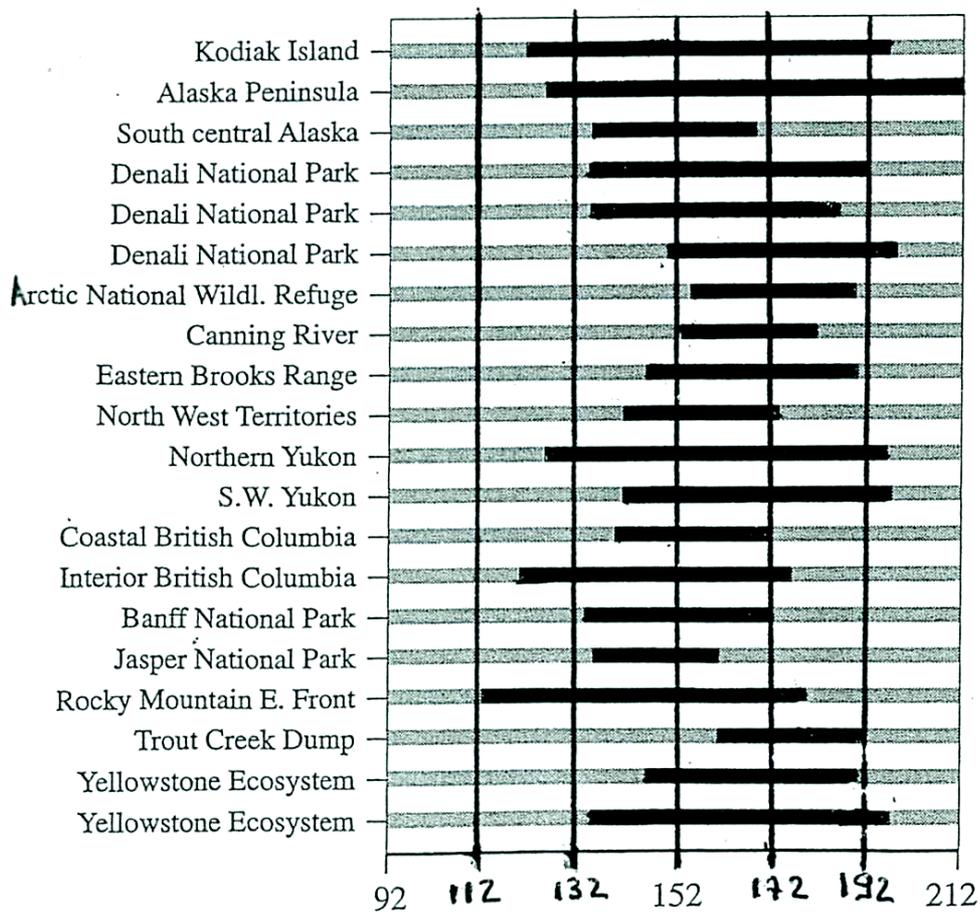
et dans le jeu (comme chez l'ours à lunettes); les couples sont plus durables là où la densité d'ours est faible car la rivalité entre les mâles est moins importante. Cette rivalité se traduit généralement par de violents combats et seuls les mâles les plus forts et donc dominants s'accouplent.

La période du rut se situe généralement vers la fin du printemps et le début de l'été mais on observe des variations selon l'espèce (Tableau 9) ou la zone géographique au sein d'une même espèce (Tableau 9) (Figure 9); ainsi, chez *Ursus arctos*, en Europe, la saison des amours a lieu de mi-avril à mi-juin tandis qu'en Amérique du Nord, elle a lieu de fin avril à début août. Dans les régions où la densité de population et donc la probabilité de rencontrer un ou une partenaire sexuel est faible, on observe une saison des amours plus longue.

Tableau 9 : dates du rut et durée de l'oestrus selon l'espèce [1][8][48][55][60][65]

Espèce	Dates du rut	Durée de l'oestrus
<i>Ursus arctos</i>	Début avril à début août ; moyenne : mai à juillet (Figure 9)	17 à 45 jours ; moyenne : 29 jours
<i>Ursus americanus</i>	Mai à mi-août ; moyenne : juin à mi-juillet	Dure jusqu'à l'accouplement ou la dégénérescence des follicules
<i>Ursus maritimus</i>	Mars à juin	3 semaines
<i>Ursus thibetanus</i>	En Sibérie : juin – juillet Au Pakistan : octobre	12 à 35 jours
<i>Ursus ursinus</i>	En Inde : mai à juillet ; moyenne : juin Au Sri Lanka : toute l'année	En captivité : 1 à 2 jours
<i>Ursus malayanus</i>	Novembre à février (saison des pluies)	En moyenne : 1 à 2 jours ; jusqu'à 5-7 jours
<i>Tremarctos ornatus</i>	Mai – juin	1 à 5 jours
<i>Ailuropoda melanoleuca</i>	Mars à mai	4 à 14 jours ; moyenne : 10 jours Réceptivité : quelques jours

Figure 9 : période de l'appariement mâle-femelle chez les populations d'ours grizzly ; 92 = 2 avril, 112 = 22 avril, 132 = 12 mai, 152 = 1^{er} juin, 172 = 21 juin, 192 = 11 juillet, 212 = 31 juillet. [65]



2.2.2. L'oestrus de la femelle

La durée de l'oestrus de la femelle ours est elle-même très variable selon l'espèce, allant d'une durée se superposant à la saison des amours à une durée de quelques jours (Tableau 9).

Chez *Ursus maritimus* et *Ursus americanus*, on a décrit un monoœstrus saisonnier prolongé.

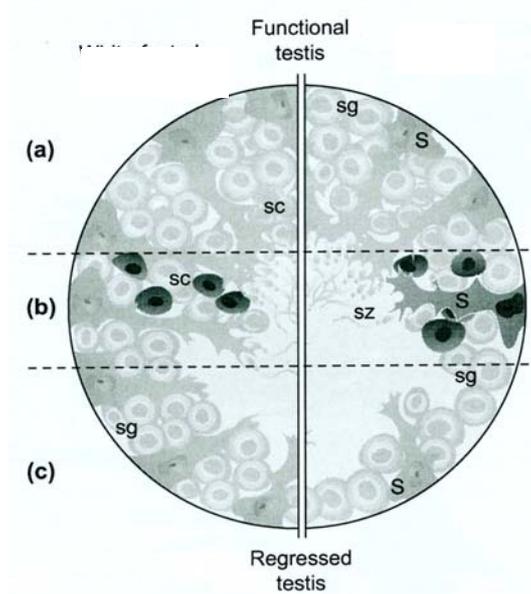
Craighead et Mitchell (16) distinguent chez *Ursus arctos* une période de pseudo-rut sans fécondation, puis une période d'arrêt momentané durant 4 à 18 jours puis un rut « vrai » au cours duquel a lieu la fécondation ; ils en déduisent l'existence de deux cycles oestriens successifs.

Chez *Ailuropoda melanoleuca* en captivité, on a mis en évidence l'existence de cycles d'une durée d'environ 13 jours marquant des vagues de croissance puis d'atrésie folliculaires.

2.2.3. Saisonnalité chez le mâle

La taille des testicules est plus grande pendant le rut, puis elle diminue en septembre pour être à sa valeur minimale au début de l'hiver ; les testicules involuent et sont alors infiltrés par du tissu adipeux : il n'y a plus de spermatogenèse. La régression testiculaire est liée à des phénomènes d'apoptose cellulaire, lesquels sont quasiment absents lors de la recrudescence testiculaire ou le rut (Figure 10).

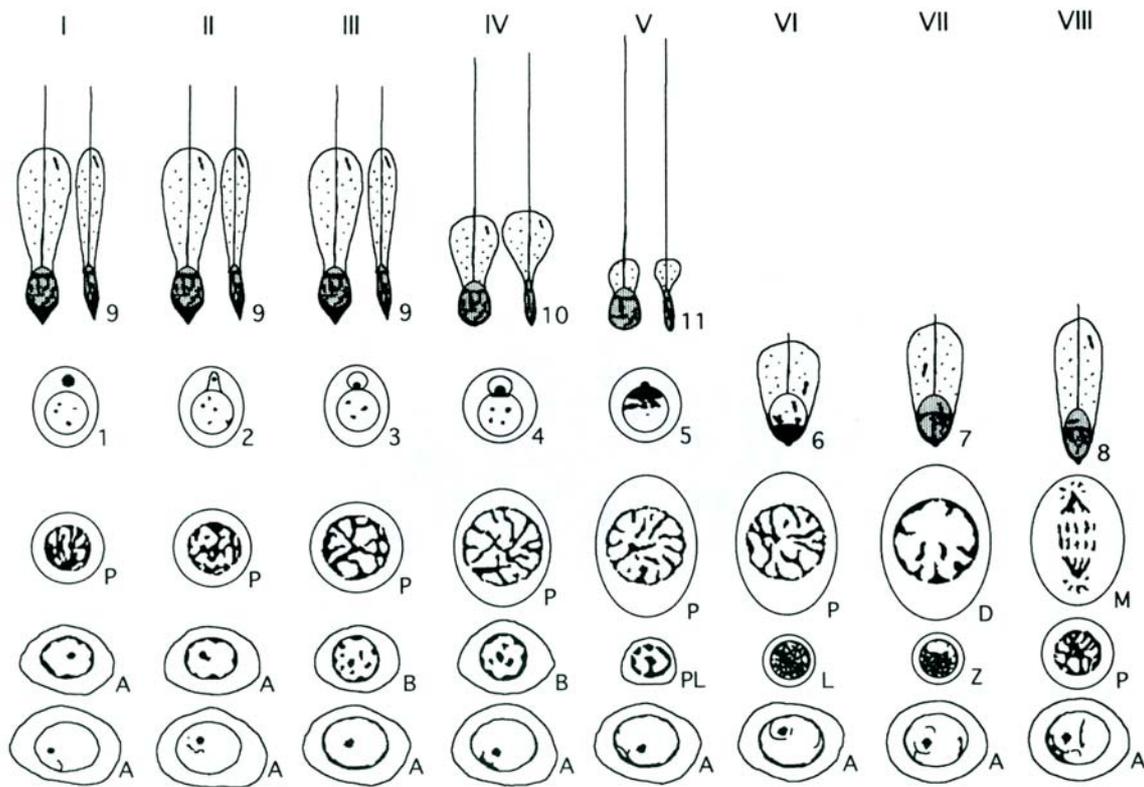
Figure 10 : changements cellulaires pendant la régression testiculaire. (a) testicule fonctionnel avec cellules de Sertoli (S), spermatogonies (sg), spermatocytes (sc), spermatozoïdes (sz) et spermatozoïdes (sz). (b) testicule en régression. (c) testicule régressé. [81]



La recrudescence testiculaire accompagnée de la spermatogenèse (Figure 11) débute avant la fin de l'hibernation, généralement au mois de janvier ; cette reprise d'activité testiculaire permet la présence de spermatozoïdes fonctionnels au moment du rut.

Chez l'ours polaire, les testicules sont dans l'abdomen pendant la plus grande partie de l'année ; ils n'ont une position scrotale que pour permettre la spermatogenèse de février à juin.

Figure 11 : Schéma du cycle de la spermatogenèse chez l'ours noir japonais (*Ursus thibetanus japonicus*). Les chiffres romains indiquent les étapes de stades concomittants. Les chiffres arabes indiquent les étapes pour les spermatides. A et B : spermatogonies ; PL,L,Z, P et D : spermatocytes primaires ; PL : phase pré-leptotène ; L : phase leptotène ; Z : phase zygotène ; P : phase pachytène ; D : phase diplotène ; M : image de méiose. [42]



2.3. Accouplement [1][5][8][14][15][16][40][48][55][60][64][65]

Chaque mâle et chaque femelle s'apparient généralement avec plusieurs partenaires. Pendant leur période d'appariement, le couple copule plusieurs fois. Certains mâles dominants séquestrent leur partenaire pour l'empêcher de s'apparier avec un autre mâle. Les ours lippus sont réputés pour être particulièrement bruyants lors de l'accouplement.

L'ovulation est induite par le coït chez toutes les espèces sauf le panda. Ce phénomène est particulièrement adapté aux faibles densités de population puisqu'il facilite la rencontre des gamètes au moment propice.

Cependant, on a rapporté chez l'ours brun, l'ours noir et l'ours des cocotiers en captivité des cas de pseudogestations avec des courbes de progestéronémie identiques à celles observées lors d'une gestation ; il existerait donc des phénomènes d'ovulation spontanée chez ces autres ursidés. La pseudo-gestation a une durée identique à la gestation avec le développement d'un corps jaune pseudogridaire et d'une lactation de pseudogestation.

D'après Craighead *et al* (16), la durée moyenne d'une copulation « efficace », c'est-à-dire induisant une ovulation est de 24,3 minutes, plus de la moitié durant moins de 24 minutes ; la plus longue observée a duré 60 minutes. Chez *Ursus maritimus*, on a observé qu'il fallait plusieurs coïts pour provoquer l'ovulation sans qu'on puisse déterminer un chiffre.

2.4. Gestation et mise bas

2.4.1. Gestation [1][8][24][48][55][60][65]

2.4.1.1. Une gestation à nidation retardée

La gestation dure apparemment de 6 à 8 mois chez la plupart des espèces (Tableau 10). Cette durée n'est cependant pas représentative du développement réel des embryons. En effet, on a mis en évidence la présence d'embryons non implantés dans l'utérus de femelles plusieurs mois après le rut : la gestation est dite à nidation retardée c'est-à-dire qu'environ deux à trois jours après la fécondation, la segmentation de l'œuf est bloquée au stade blastocyste marquant une diapause embryonnaire obligatoire.

A ce stade de la gestation, le corps jaune gravidaire est principalement constitué des petites cellules lutéales qui synthétisent donc de faibles quantités de progestérone.

A l'automne, le développement embryonnaire reprend accompagné par une augmentation rapide de la taille du corps jaune qui est alors constitué de grandes cellules lutéales avec des vacuoles très apparentes. L'implantation a lieu à la fin de l'automne (fin novembre à début décembre), à l'entrée en hibernation.

Les cellules de l'embryon se différencient peu avant l'implantation : l'activité mitotique est presque nulle. La plus grande partie du développement embryonnaire et le développement fœtal a lieu pendant les 6 à 8 dernières semaines de gestation.

Tableau 10 : durée apparente de la gestation selon l'espèce [1][8][48][55][60][65]

Espèce	Durée apparente de gestation
<i>Ursus arctos</i>	220 jours
<i>Ursus americanus</i>	220 jours
<i>Ursus maritimus</i>	195 à 265 jours ; moyenne : 230 jours
<i>Ursus thibetanus</i>	7 à 8 mois
<i>Ursus ursinus</i>	6 à 7 mois
<i>Ursus malayanus</i>	95 jours En captivité au zoo de Fort Worth : 174 à 240 jours
<i>Tremarctos ornatus</i>	8 à 8,5 mois
<i>Ailuropoda melanoleuca</i>	122 à 163 jours

Si la femelle n'a pas des apports nutritionnels suffisants, elle n'a donc pas un état d'embonpoint satisfaisant ; cela peut compromettre l'implantation de la blastula ou entraîner la résorption des fœtus.

2.4.1.2. Le placenta

Les villosités choriales du placenta sont présentes sur un disque : le placenta est dit discoïde (Figure 12).

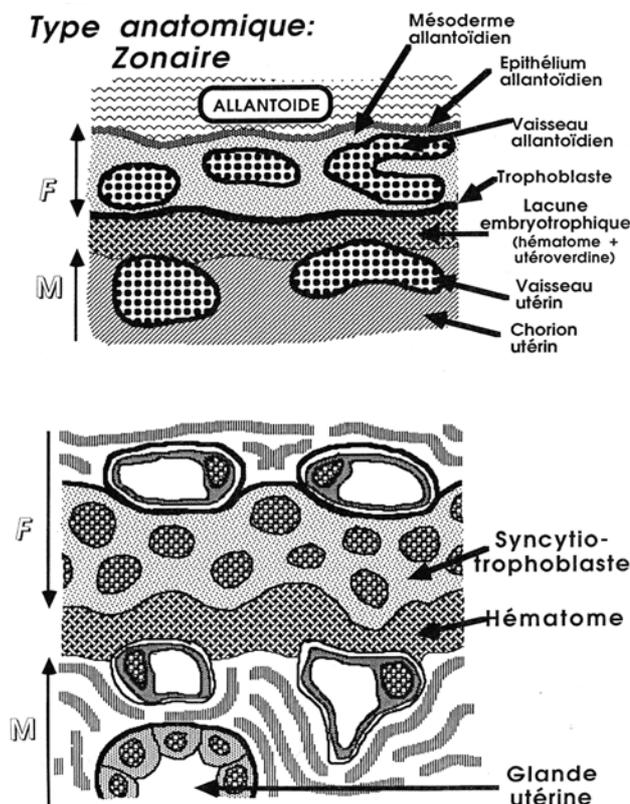
Figure 12 : schéma d'un placenta de type discoïde (ici chez la femme) [73]



Les capillaires utérins sont directement au contact d'une lacune embryotrophique large dans lequel se constitue un hématome : le placenta des ours est de type endothéliochorial, comme celui des autres carnivores. L'hémoglobine de l'hématome est progressivement dégradée en un pigment verdâtre-noirâtre, l'utéroverdine (Figure 13).

Des glandes utérines sont présentes dans le chorion : La prolifération de leurs cellules permettra la restauration de la muqueuse après la mise bas ; en effet, lors de la délivrance la partie superficielle du placenta maternel sera éliminé : le placenta est qualifié de décidualé.

Figure 13 : schémas histologiques d'un placenta de type endothéliochorial (ici la chienne) [24]



Le placenta de type endothéliochorial est perméable aux anticorps maternels, en particulier aux immunoglobulines de type G : il y a donc un transfert passif d'immunité de la mère au fœtus. Celui-ci reçoit environ 5 à 10 % des immunoglobulines de type G que sa mère lui transmettra au total par voie transplacentaire.

2.4.2. Mise bas [1][8][48][55][60][65]

La mise bas a généralement lieu l'hiver, pendant l'hibernation chez les espèces qui hibernent (Tableau 11). Le nombre d'ours par portée varie en moyenne de 1 à 3 (Tableaux 11 et 12). Chez le panda, on a observé en captivité beaucoup plus de portée de 2 ours que dans la nature ; en fait, la mère délaisse un des deux petits qui meurt assez rapidement, ce qui explique les observations dans les conditions naturelles.

Tableau 11 : saisonnalité des mises bas, prolificité et poids du nouveau-né selon l'espèce [1][8][48][55][60][65]

Espèce	Période des mises bas	Nombre d'ours par portée	Poids à la naissance (en grammes)
<i>Ursus arctos</i>	Janvier - février	Europe : 1 à 3 (Tableau 11) Amérique du Nord : 1 à 3 (exceptionnellement 6)	300 à 500
<i>Ursus americanus</i>	Fin janvier – début février	Habituellement 2 jusqu'à 4 ; occasionnellement 5	150 à 350
<i>Ursus maritimus</i>	Début janvier	2 (sporadiquement 3)	600
<i>Ursus thibetanus</i>	Février	2	200 à 300
<i>Ursus ursinus</i>	Septembre à janvier	2 (exceptionnellement 3)	300
<i>Ursus malayanus</i>	Toute l'année	1 à 2 (occasionnellement 3)	250 à 400
<i>Tremarctos ornatus</i>		1 à 3	300 à 360
<i>Ailuropoda melanoleuca</i>	Août - septembre	1 à 2	85 à 140

Tableau 12 : effectifs de portées signalées chez l'ours brun d'Europe [8]

Pays	Nombres moyens de jeunes par portée
Finlande	2,3
Ensemble ouest de l'ex-URSS	1,9 (1,7 à 2,23)
Pologne	1,41
Monts Cantabriques (Est/Ouest)	1,60 / 2,09
Pyrénées Occidentales	1,5

A la naissance, l'ourson pèse quelques centaines de grammes (Tableau 11). Proportionnellement à sa taille adulte, c'est le plus petit des mammifères nouveau-nés.

Comme la majorité des nouveau-nés, il est immature. Il est aveugle, sourd, nu et ne peut maintenir sa température corporelle : le contact de sa mère est donc indispensable. Il a été estimé qu'un ourson nouveau-né ne survivait pas plus d'un quart d'heure à la température de 0°C. Le nouveau-né panda fait exception en naissant avec une fine fourrure toute blanche ; les taches noires commencent à apparaître la deuxième semaine d'abord autour des yeux et le jeune a sa coloration d'adulte à l'âge d'un mois.

L'ourson est également très dépendant de sa mère pour l'allaitement : le nouveau-né tète plus d'une douzaine de fois par jour, pendant en moyenne 30 minutes à chaque fois. Dans les heures qui suivent la parturition, la mère sécrète le colostrum dont la composition varie de celle du lait et qu'il est indispensable au nouveau-né de boire. Le colostrum est plus riche que le lait en lipides, en certaines vitamines et en protéines, en particulier en immunoglobulines : c'est en buvant le colostrum que l'ourson va acquérir le reste des immunoglobulines de type G ainsi que des immunoglobulines de type M et A. L'évolution vers la composition du lait est progressive et se fait sur plusieurs jours mais l'intestin du nouveau-né perméable à sa naissance aux immunoglobulines de type G subit une maturation rapide et 8 heures après la mise bas, sa perméabilité a déjà diminué de 50 %. Il est donc très important que l'ourson tète sa mère dès ses premières heures de vie.

2.5. Elevage des jeunes [1][8][48][55][60][65]

L'ourson ouvre les yeux vers l'âge de 3 semaines. L'âge moyen de sevrage est de 6 à 8 mois. Les jeunes restent cependant avec leur mère jusqu'à l'âge d'un an et demi en moyenne, voire jusqu'à l'âge de leur maturité sexuelle selon l'espèce (Tableau 13). Leur émancipation correspond au moment où ils quittent définitivement leur mère

Tableau 13 : âge des jeunes au moment de leur émancipation selon l'espèce [1][8][48][55][60][65]

Espèce	Age à l'émancipation
<i>Ursus arctos</i>	1,5 à 2,5 ans
<i>Ursus americanus</i>	17 mois
<i>Ursus maritimus</i>	17 à 27 mois
<i>Ursus tibetanus</i>	2 à 3 ans
<i>Ursus ursinus</i>	2 à 3 ans
<i>Ursus malayanus</i>	3 ans
<i>Tremarctos ornatus</i>	2 à 3 ans
<i>Ailuropoda melanoleuca</i>	18 mois

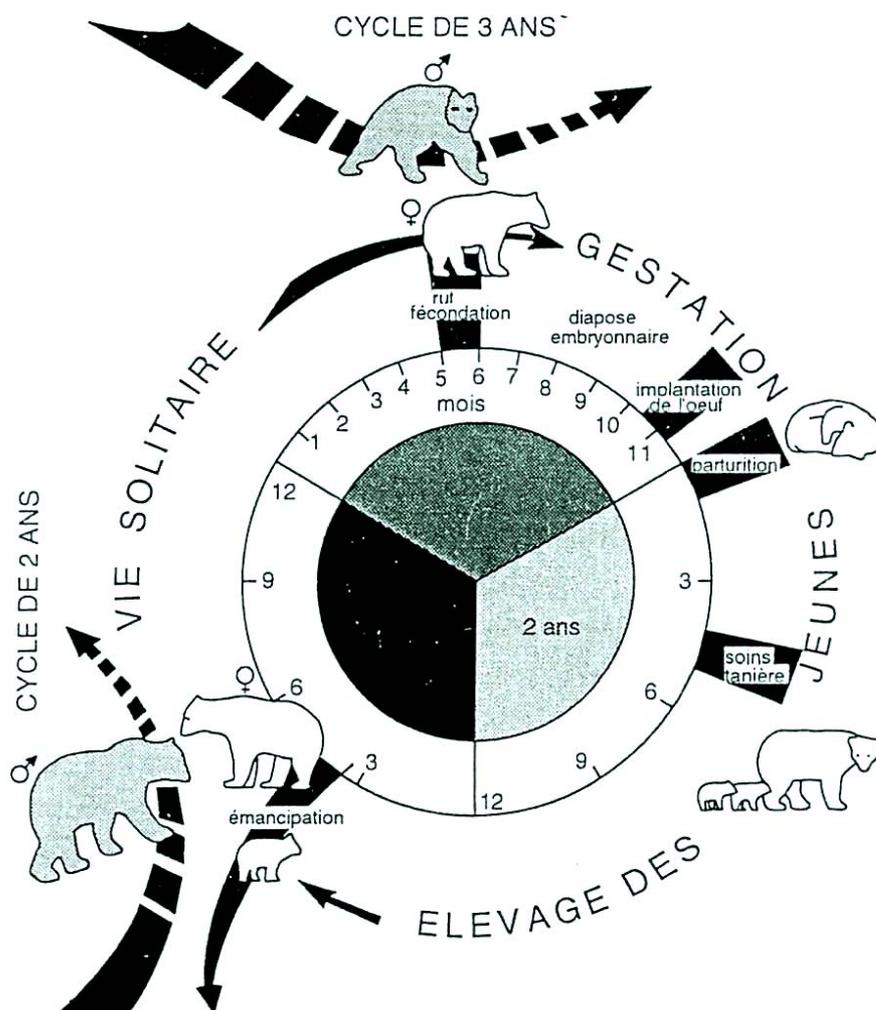
La lactation supprime l'oestrus; toutefois, il a été observé chez l'ours noir (*Ursus americanus*) quelques femelles qui s'accouplaient occasionnellement pendant leur lactation. L'anœstrus de lactation induit des comportements infanticides de la part des mâles pendant la saison de reproduction, ce qui explique que les femelles suitées évitent généralement les mâles pendant cette période.

2.6. Cycle reproductif [1][6][8][45][55]

L'intervalle moyen entre deux portées est de trois ans chez la plupart des espèces. La durée de cet intervalle dépend de plusieurs facteurs. Si la femelle est dans un mauvais état général ou nutritionnel, elle peut ne pas entrer en oestrus. Beaucoup d'oursons meurent avant d'atteindre leur première année, en particulier du fait des mâles lors du rut ; la femelle peut généralement se reproduire à la saison suivant la perte de sa portée.

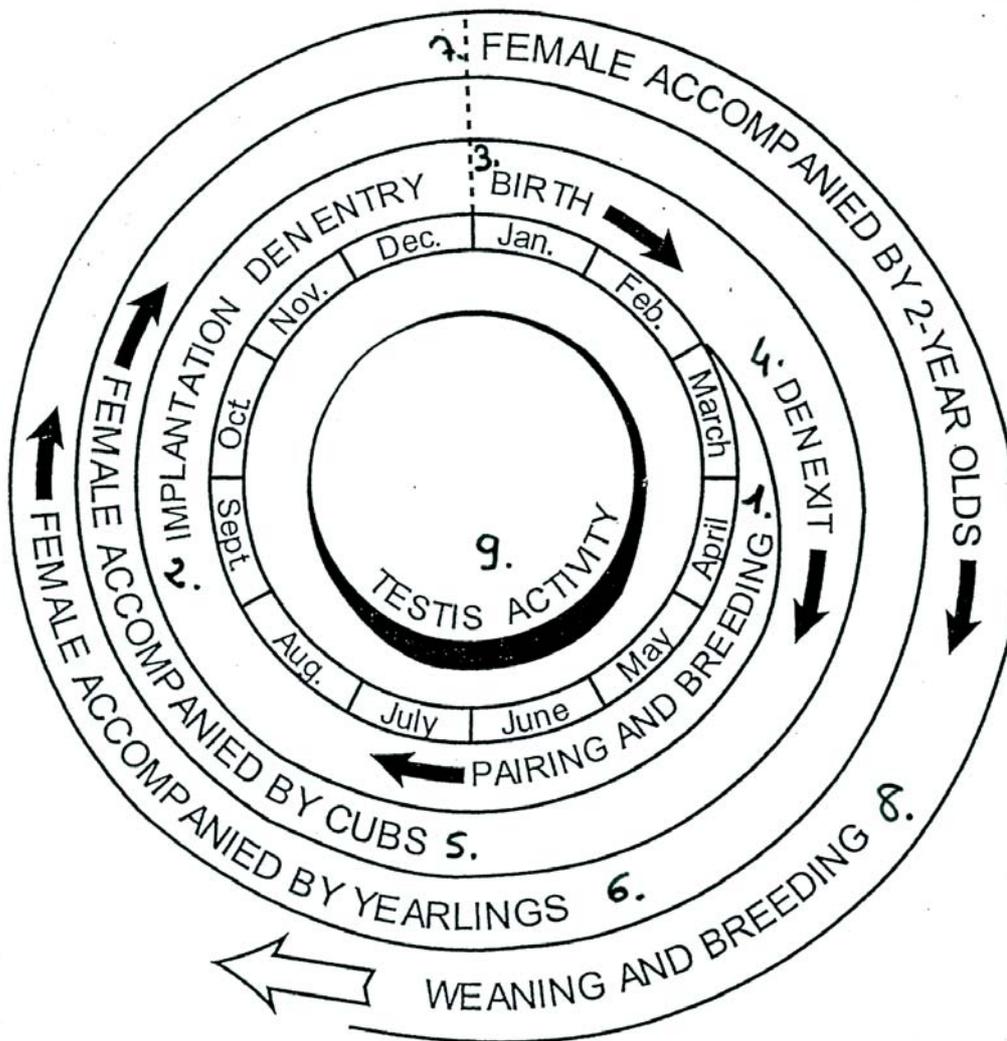
Chez *Ursus arctos*, le rut et l'accouplement ont lieu au printemps ; après une diapose embryonnaire de plusieurs mois, le blastocyste s'implante dans l'utérus à l'automne ; la femelle met bas pendant l'hiver et donc son hibernation ; elle sort d'hibernation tardivement au printemps et s'occuper de ses oursons. Le cycle reproductif de l'ours brun peut durer deux ou trois ans ; si les jeunes s'émancipent avant l'âge de deux ans, la femelle peut entrer en oestrus la troisième année et décrire ainsi un cycle de deux ans ; dans le cas où les jeunes quittent leur mère vers l'âge de 2,5 ans, la femelle décrit un cycle de trois ans (Figure 14).

Figure 14 : cycles reproductifs chez l'ours brun d'Europe [6]



Chez *Ursus maritimus*, le cycle normal dure trois ans. Il commence en mars au moment du rut où la femelle s'accouple ; l'implantation a lieu à l'automne avant l'entrée en hibernation pendant laquelle l'ourson naît. Au printemps, l'ourse sort d'hibernation avec son ou ses oursons qui vont rester avec elle jusqu'à l'âge de 2,5 ans. La femelle est à nouveau disponible pour la reproduction au printemps suivant, ce qui donne un cycle reproductif de trois ans.

Figure 15 : cycle reproductif de trois ans typique chez l'ours polaire ; 1) appariement et reproduction ; 2) nidation, entrée en hibernation ; 3) mise bas ; 4) sortie d'hibernation ; 5) femelle suivée d'oursons ; 6) femelle suivée de jeunes d'un an ; 7) femelle suivée de jeunes de deux ans ; 8) émancipation et reproduction ; 9) activité testiculaire. [45]

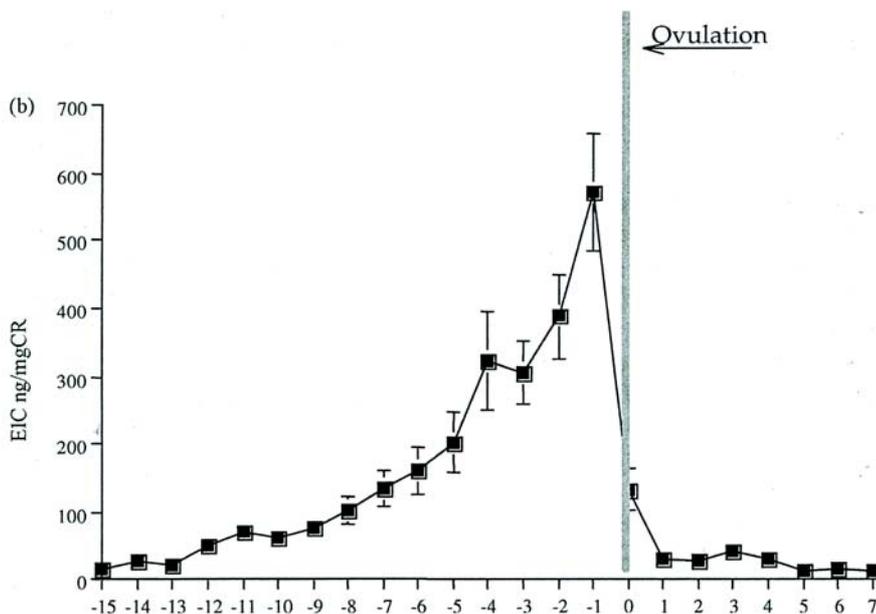


3. Déterminisme hormonal

3.1. Les femelles [2][20][47][54][62][63][75][76][77]

Meyer *et al.* (47) ont mis en évidence chez *Ailuropoda melanoleuca*, des variations cycliques d'environ 13 jours et en sens inverse des taux de 17β œstradiol et de progestérone : ces variations correspondent aux vagues de croissance et d'atrésie folliculaires qui durent elles même en moyenne 13 jours. Chez cette espèce à ovulation spontanée, le jour de l'ovulation correspond au jour de chute du taux de 17β œstradiol, lequel connaît un pic le jour précédant l'ovulation (Figure 16) ; la progestérone commence à augmenter à ce moment là.

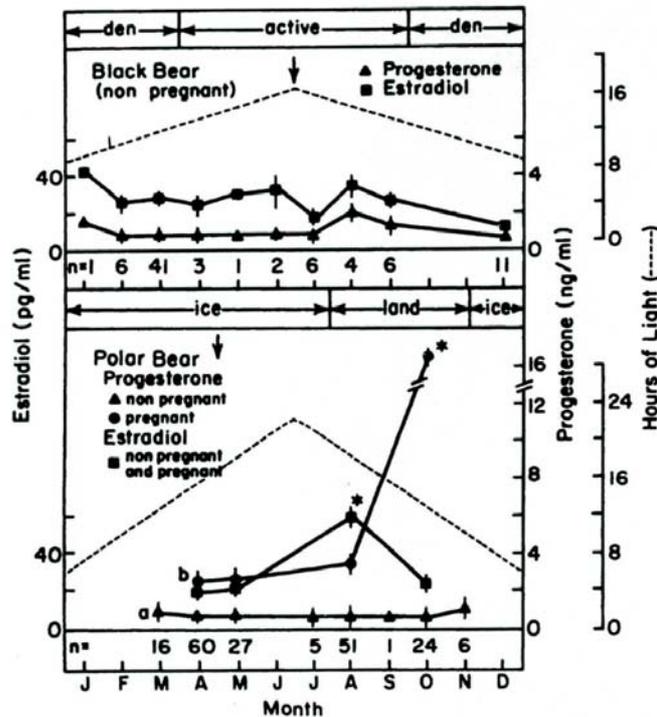
Figure 16 : Taux d'oestrogènes autour de l'ovulation chez le panda géant [20]



Araki *et al.* (2) ont montré que les œstrogènes sont synthétisés par les cellules de la thèque et de la granulosa des follicules ovariens et la progestérone est synthétisée par les cellules de la granulosa des follicules de grande taille ; les cellules interstitielles de l'ovaire sont capables de synthétiser les deux types de stéroïdes sexuels. Plus les follicules croissent, plus le taux d'hormones sécrétées est élevé. La croissance folliculaire est stimulée par l'hormone de stimulation folliculaire (FSH). L'hormone lutéinisante (LH) est responsable de la maturation folliculaire et de l'ovulation. Le déterminisme hormonal de l'ovulation est mal connu chez les ursidés autres que le panda géant.

Palmer *et al.* (54) ont comparé des taux de stéroïdes sexuels sériques chez l'ours noir et l'ours polaire ; leur étude a montré que chez ces deux espèces, il n'y a pas de différences entre les profils annuels de taux d'oestrogènes, que l'ourse soit gestante ou non : on observe un pic environ deux mois avant la nidation. Par contre, les femelles gestantes ont un pic de progestéronémie sérique environ deux mois après le pic d'œstrogénémie, ce qui n'est pas le cas chez les non-gestantes (Figure 17).

Figure 17 : variations annuelles chez les femelles d'ours noir (*Ursus americanus*) (en haut) et d'ours polaire (*Ursus maritimus*) (en bas) des concentrations sériques en stéroïdes. Le nombre indiqué sous chaque valeur correspond au nombre d'animaux prélevés ; la classification en « non-gestante » correspond aux femelles immatures, aux matures en lactation ou aux matures suitées ; la classification en « gestante » correspond aux femelles dont l'accouplement a été observé [54]



Sato *et al* (63) ont observé chez les femelles gestantes d'ours à collier que ce pic du taux de progestérone est concomitant de la brusque augmentation de taille du corps jaune, laquelle précède la nidation. De plus, leur étude a mis en évidence une baisse du taux d'estrogènes au moment de la nidation ainsi qu'une augmentation de ce taux au moment de la mise bas (Figure 18 et 19). Tsubota *et al* (77) ont montré par immunocytochimie que le corps jaune était une source de progestérone jouant un rôle dans le phénomène de nidation retardée et le développement fœtal ; pendant la gestation, il n'aurait qu'une faible capacité de sécrétion d'estrogènes et le placenta serait à l'origine de l'augmentation de l'œstrogénémie en fin de gestation. Enfin, d'après Sato *et al* (62), une augmentation du taux de prolactine sérique pourrait être responsable de la brusque augmentation de taille du corps jaune précédant l'implantation de la blastula.

Figure 18 : taux annuels de progestérone chez huit femelles ours à collier (*Ursus thibetanus japonicus*) gestantes en captivité [63]

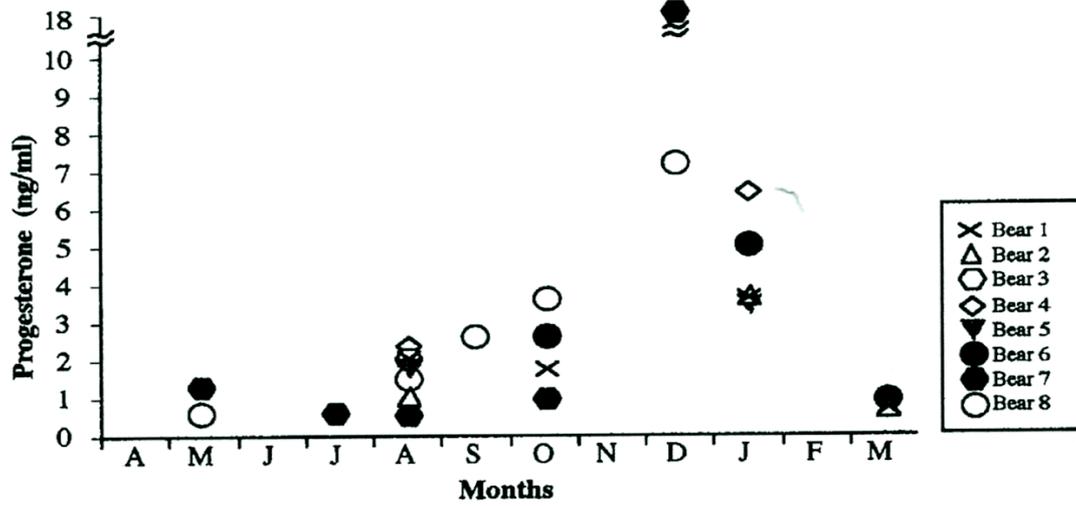
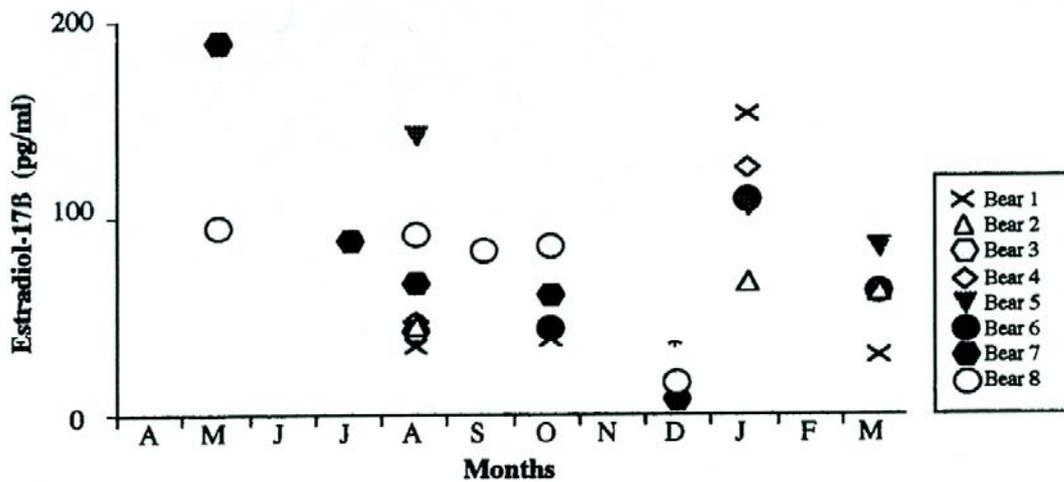


Figure 19 : taux annuels de 17β œstradiol chez huit femelles ours collier (*Ursus thibetanus japonicus*) gestantes en captivité [63]



Il est à noter que les profils hormonaux des femelles pseudogestantes sont identiques à ceux des femelles gestantes : on ne peut donc les distinguer ni par l'observation comportementale, ni par les dosages hormonaux.

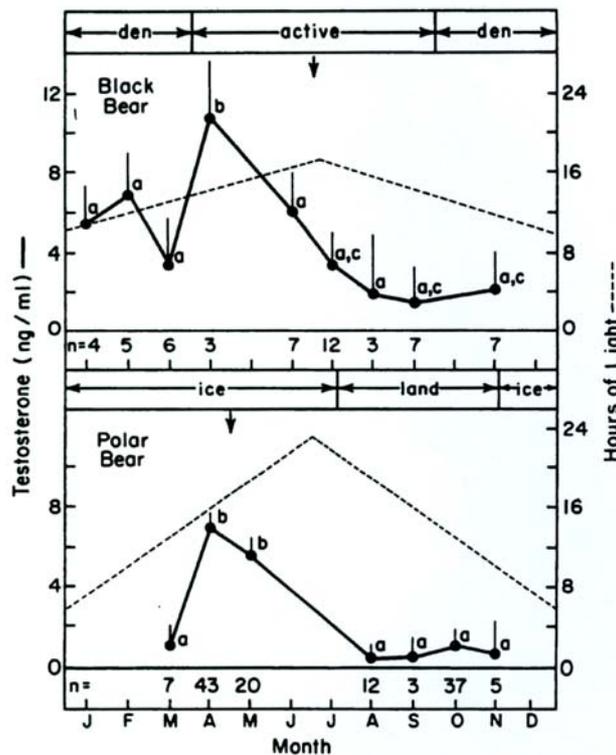
3.2. Les mâles [31][32][41][54][74]

L'étude de Palmer *et al.* (54) a également mis en évidence une augmentation du taux de testostérone sérique chez l'ours noir et l'ours polaire au printemps (Figure 20) ; cette augmentation est proportionnelle à l'âge de l'individu et à la taille de ses testicules. En effet, Komatsu *et al.* (41) ont montré par immunocytochimie que la testostérone est produite et sécrétée par les cellules de Leydig dans les testicules : ainsi, plus la gonade est de grande taille, plus la quantité d'hormone sécrétée est importante.

L'augmentation du taux de testostérone est donc liée à la recrudescence testiculaire. Un taux élevé stimule l'agressivité des mâles ; les mâles les plus agressifs sont donc généralement les plus grands et ce sont donc eux qui pourront s'accoupler avec les femelles.

Howell-Skalla *et al.* (32) a constaté chez l'ours noir que si le taux de prolactine sérique est bas au mois janvier, il n'y a pas d'augmentation de présence des ARNm des récepteurs testiculaires à la prolactine et à l'hormone lutéinisante au mois de mars, la testostéronémie sérique est basse en mars et en avril et les testicules sont de petite taille au mois de mai : la prolactine joue donc un rôle essentiel dans la recrudescence testiculaire.

Figure 20 : taux annuels de testostérone chez l'ours noir (*Ursus americanus*) (en haut) et l'ours polaire (*Ursus maritimus*) (en bas) [54]



Les connaissances apportées par ces études sur la physiologie sexuelle des espèces d'Ursidés ont permis le développement de techniques de reproduction assistée, outils indispensables à leur sauvegarde.

TROISIÈME PARTIE :

REPRODUCTION ASSISTÉE

1. Evaluation de la fonction de reproduction

1.1. Chez la femelle

1.1.1. Détection de l'œstrus

1.1.1.1. Evaluation visuelle et comportementale [1][21][29][36]

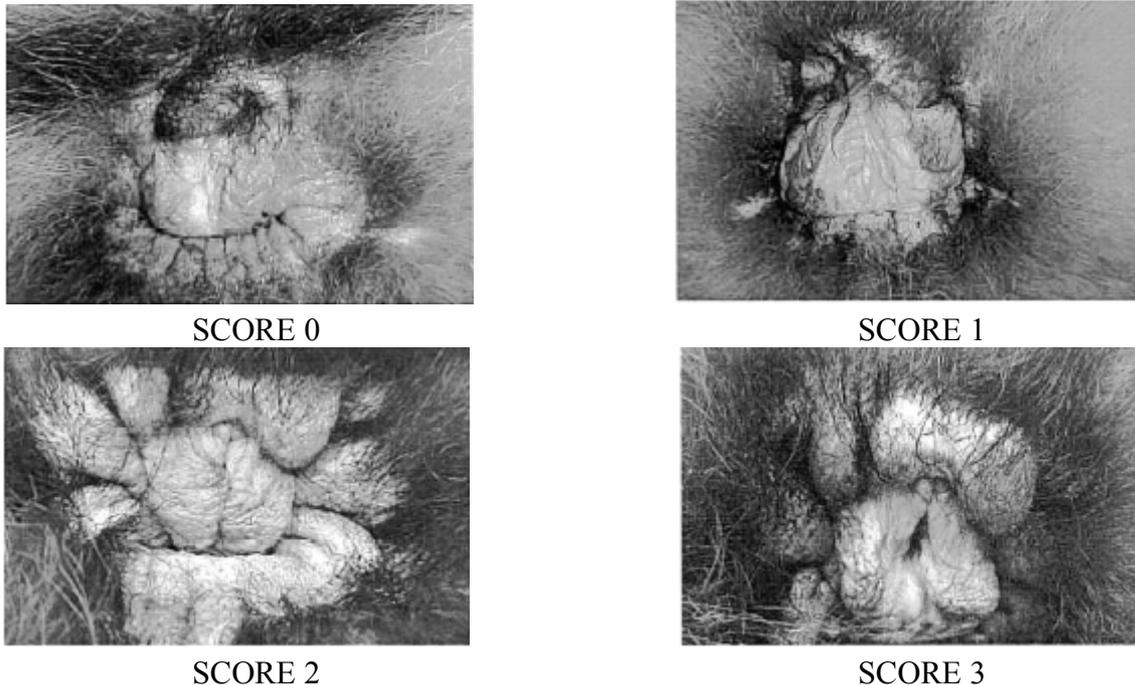
Les femelles ours de la majorité des espèces entrent en œstrus de façon saisonnière au printemps, c'est-à-dire en moyenne du mois de mars au mois de juillet. Elles sont sexuellement réceptives sur une période plus courte que la durée totale du rut.

Chez l'ours polaire, on estime que la femelle est d'autant plus réceptive que sa vulve est turgescente et qu'elle a des pertes vulvaires séro-hémorragiques en quantité importante. La femelle panda effectue plus de marquages odorants et vocalise plus lorsqu'elle est sexuellement réceptive.

Cependant, la simple observation n'est pas suffisante pour déterminer avec précision le moment optimal pour l'accouplement. Ishikawa *et al.* (36) ont observé les comportements sexuels (présentation de l'arrière-train aux autres, chevauchement des unes par les autres, attitude pendant la monte, masturbation, ...) d'un groupe de femelles ours brun d'Hokkaido en captivité et ont dosé parallèlement le taux de stéroïdes sexuels dans les fécès (cf. 1.1.1.3.2.). Aucune corrélation n'a pu être établie entre la concentration en hormones sexuelles et la fréquence des divers comportements.

Par contre, Durrant *et al.* (21) ont étudié parallèlement la turgescence vulvaire chez *Ailuropoda melanoleuca* et ont déduit que le couplage de ces deux méthodes permet une bonne prévision du moment de l'ovulation chez cette espèce d'ursidés à ovulation spontanée. L'aspect de la vulve a été scorée de 0 à 3 (Figure 21). Le score 0 est typique de l'anœstrus avec une vulve de petite taille ni gonflée ni colorée en rose ; au début de l'œstrus, la vulve est scorée à 1 : elle commence à gonfler et se colore légèrement en rose ; au stade 2, la vulve est notablement turgescente et prend une couleur rose soutenu ; le stade 3 est contemporain au moment de l'ovulation : la vulve est rose foncé, voire rouge et elle s'entrouvre, laissant voir le vestibule du vagin.

Figure 21 : scores de l'aspect de la vulve chez le panda géant selon Durrant *et al.* (21).



1.1.1.2. La cytologie vaginale [20][21]

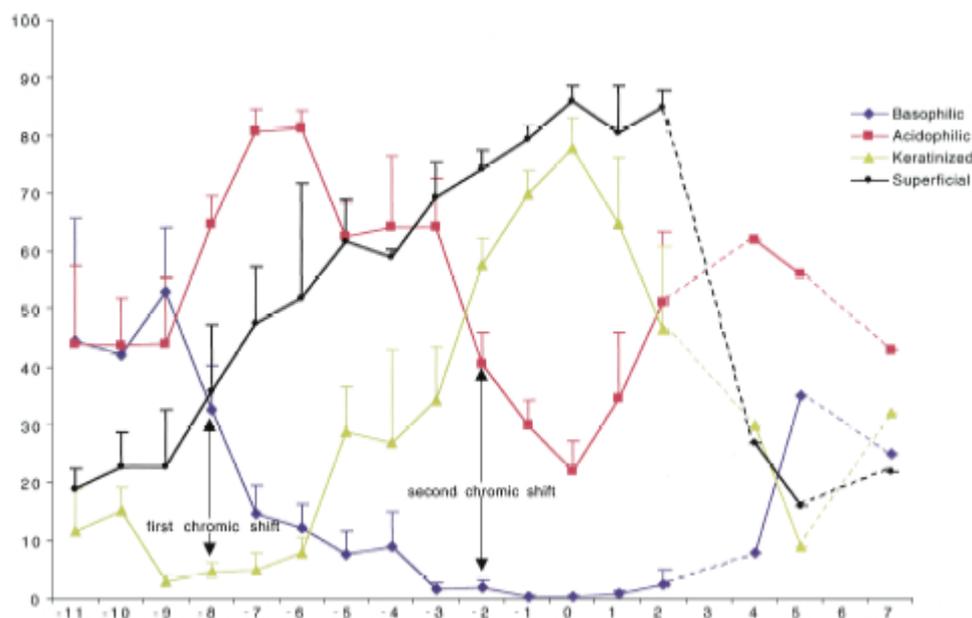
Cette technique permet d'apprécier l'imprégnation oestrogénique du vagin par récupération puis coloration de cellules vaginales à différents stades du cycle oestral. Elle est particulièrement utile chez le panda dont la femelle a une ovulation spontanée.

Comme toute technique invasive, elle présente l'inconvénient de nécessiter une anesthésie. Chez le panda, Durrant *et al.* (20) utilisent de la kétamine en injection intramusculaire à la dose de 10 mg/kg.

Pour réaliser le frottis, on nettoie d'abord la région vulvaire ; puis on humidifie un écouvillon stérile avec quelques gouttes de sérum physiologique et on l'introduit dans le vagin à une profondeur de 3 à 5 cm pour le tourner à 360° ; on le retire et on l'étale sur une lame de verre où l'on fixe les cellules recueillies et étalées avec un cytofixateur (comme un mélange à volume identique d'éthanol et d'éther). Durrant *et al.* (20) utilisent une coloration dite différentielle : la coloration de Papanicolaou qui permet de distinguer les cellules acidophiles colorées en rose, les cellules kératinisées colorées en jaune orangé et les cellules basophiles colorées en bleu.

Durrant *et al.* (21) ont noté deux « modifications chromatiques » des frottis réalisés sur deux femelles panda au moment de la saison de reproduction (Figure 22). La première, environ 8 à 9 jours avant l'ovulation, consiste en un changement des cellules basophiles en une majorité de cellules acidophiles sans modification nucléaire ou cytoplasmique : cela correspond à l'imprégnation oestrogénique du vagin. La deuxième est un remplacement des cellules acidophiles par une majorité de cellules kératinisées deux jours avant l'ovulation.

Figure 22 : variations des types cellulaires observés par Durrant *et al.* (21) sur des lames de cytologie vaginale durant l'œstrus chez le panda géant (*Ailuropoda melanoleuca*) ; le jour 0 est le jour de l'ovulation ; « first chromic shift » = premier changement de types cellulaires ; « second chromic shift » = second changement de types cellulaires ; « basophilic » = basophile ; « acidophilic » = acidophile ; « keratinized » = kératinisée ; « superficial » = superficielle.



Comme chez la chienne ou la chatte, cette technique seule ne suffit pas à prédire de façon exacte le moment de l'ovulation chez le panda (il est conseillé de la coupler avec le dosage du taux d'oestrogènes) mais elle en facilite la prédiction.

1.1.1.3. Les dosages hormonaux [11][33][52][53][54][63][75]

1.1.1.3.1. Dans le sang

Dans le sérum recueilli par prise de sang, on peut doser le taux d'oestrogènes : les femelles en œstrus ont un taux élevé. Le prélèvement sanguin est également une technique nécessitant une anesthésie préalable. Dans le cas particulier du panda géant, le dosage du taux d'oestrogènes permet de détecter le moment de l'ovulation puisque ce dernier connaît un pic 24 heures avant l'ovulation, puis une baisse brutale le jour même de l'ovulation.

1.1.1.3.2. Dans les fécès et l'urine

Dans le cas de la détection de l'œstrus, on cherche à doser le taux de 17 β -estradiol par dosage de ses métabolites.

Cette méthode est de plus en plus utilisée chez les espèces sauvages. Elle permet d'éviter le recours à l'anesthésie qui peut à la fois être stressante pour l'animal et également modifier les paramètres hormonaux (influence sur l'ovulation) ; elle limite le risque pour l'opérateur puisqu'il n'y a pas de contact direct avec l'animal et permet des prélèvements répétés s'étalant sur de longues périodes ainsi que d'étudier à la fois les différentes phases du cycle, la gestation et la saisonnalité.

De plus, l'urine et les fécès sont des voies d'excrétion naturelle des oestrogènes et de la progestérone. Les concentrations en métabolites sont de plus 2 à 4 fois plus importantes que les stéroïdes d'origine dans le sang, ce qui permet une automatisation plus facile.

Cependant, la récolte de fécès est plus facile que celle de l'urine ; en effet, celle-ci est souvent souillée et parfois difficilement récoltable

Il existe plusieurs protocoles pour analyser les fécès ; l'un d'eux est présenté ci-après. On commence par les déshydrater (traitement à 100°C pendant 3 heures. On mélange ensuite 0,5 g de la poudre obtenue à 5 mL d'une solution constituée à 90 % d'éthanol distillé et on porte le tout à ébullition. On centrifuge la solution à 500 g pendant 10 minutes. On récupère le surnageant. On remet le culot en suspension dans 5 mL de la solution d'éthanol, on mélange pendant 1 minute et on centrifuge à nouveau. On mélange les deux surnageants que déshydrate à nouveau et que l'on dissout dans 1 mL de méthanol. On dilue dans une solution tampon. On peut enfin réaliser l'analyse par radio-immunologie.

Pour l'urine, les méthodes d'extraction sont similaires.

1.1.2. Diagnostic de gestation [52][53][54][63][70][75]

1.1.2.1. Les dosages hormonaux

Chez la femelle gestante, on peut doser le taux de progestérone qui augmente progressivement à partir de l'été pour connaître un pic à l'automne au moment de la nidation. Cependant, ces dosages ne permettent pas de différencier une pseudo-gestation d'une gestation « vraie ».

1.1.2.2. L'échographie

Le processus de nidation retardée ne permet pas d'évaluer avec précision le nombre de jours post-ovulation à partir duquel on peut diagnostiquer la gestation. Lors d'un suivi de gestation d'un panda au département de Conservation et Recherche pour les espèces menacées (department of Conservation and Research for Endangered Species ou CREES) du Zoo de San Diego, l'échographie a révélé des modifications au niveau de l'utérus au 109^{ème} jour après l'ovulation ; le diagnostic échographique de gestation a été fait au 134^{ème} jour après l'ovulation.

C'est un bon outil diagnostique pour différencier une gestation d'une pseudo-gestation mais uniquement après le stade de la nidation.

1.1.2.3. La thermographie

D'abord développée en médecine humaine, cette technique est beaucoup utilisée en médecine équine en pathologie locomotrice ; elle est actuellement développée chez les animaux sauvages du fait de sa non-invasivité. Elle consiste en la production et l'analyse d'images créées par mesure de la température cutanée, laquelle suit les variations des températures des organes sous-jacents.

Ainsi, les modifications utérines préparant la nidation provoquent une augmentation de la perfusion sanguine et cela se traduit par une image de marques de chaleur uniforme au niveau du tractus génital. L'analyse thermographique permet de détecter la gestation très tôt, bien avant que le diagnostic échographique ne soit possible. Elle permet également de diagnostiquer en temps réel l'avortement par résorption d'un fœtus par disparition de l'image thermographique.

1.1.2.4. Autres méthodes

Aucune information n'est disponible quant au dosage de la relaxine dans le diagnostic de gestation ni quant à l'usage de la radiographie dans le suivi de gestation.

1.2. Evaluation de la fertilité chez le mâle

1.1.1. Examen externe des organes reproducteurs

Pour des raisons évidentes, il se fait sous anesthésie.

On observe les testicules ; ils sont palpés, en particulier pour vérifier qu'il n'y a pas de différences de taille entre les deux. On peut mesurer de façon précise leur dimension et calculer ainsi leur volume ; en saison de reproduction, on observe une nette augmentation du volume testiculaire.

On observe également le pénis avant et après extraction de son fourreau pour rechercher des éléments anormaux éventuels.

1.1.2. Examen du sperme [34][35][46][56][66]

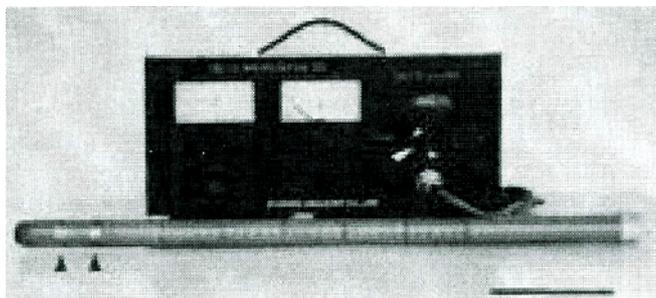
1.1.2.1. Récolte par électroéjaculation

C'est une technique très utilisée car bien adaptée aux espèces sauvages. Elle permet de fournir du sperme de qualité mais la semence est généralement d'un volume plus important, avec une plus faible concentration et un pH plus élevé que lorsqu'elle est collectée par vagin artificiel.

La récolte de semence par électroéjaculation nécessite d'anesthésier les animaux. Il est conseillé d'utiliser des benzodiazépines. Chez l'ours brun (*Ursus arctos yesoensis*), Ishikawa *et al.* (35) utilisent par voie intramusculaire de la tiletamine HCl – zolazepam (ZOLETIL[®]) à la dose de 3mg/kg ou du midazolam à la dose de 0,25 mg/kg associé à de la kétamine à la dose de 5 mg/kg ; ce deuxième protocole fournit une anesthésie moins longue. Chez le panda géant (*Ailuropoda melanoleuca*), Spindler *et al.* (66) utilisent par voie intramusculaire de la kétamine à la dose de 10 mg/kg éventuellement prolongée par de l'isofluorane à une dose allant de 0 à 5 % selon besoin ; Platz *et al.* (56) utilisent le mélange tiletamine HCl – zolazepam (TILAZOL[®]) à 100 mg/mL à une dose de 0,5 mg/kg ; Matsui *et al.* (46) utilisent du diazepam à la dose de 0,1 mg/kg et de la kétamine HCl à la dose de 4,0 à 5,0 mg/kg.

On utilise un éjaculateur muni d'une sonde rectale bipolaire de 50 cm de long pour 2 de diamètre équipée de deux électrodes annulaires en cuivre de 0,8 cm de diamètre (Figure 23) ou trois électrodes électrodes longitudinales en acier inoxydable. Le courant est alternatif à une fréquence de 60 Hz et une tension de 5 V en moyenne (2 à 8 V).

Figure 23 : électroéjaculateur et sa sonde rectale utilisée par Ishikawa *et al.* (35) pour la collection de semence d'ours brun (*Ursus arctos yesoensis*). Les têtes de flèches indiquent les électrodes annulaires en cuivre. [35]



On place l'animal en décubitus latéral. La zone anale est nettoyée et désinfectée. On introduit la sonde dans le rectum et on place les électrodes à une profondeur de 14 à 22 cm de l'anus ; cette profondeur est ajustée de façon à obtenir une forte contraction des membres postérieurs et une bonne érection du pénis car c'est à ces conditions qu'il y a éjaculation.

Dans l'étude d'Ishikawa *et al.* (35), chaque stimulation électrique dure 4 secondes pour 10 secondes de pause ; un tel cycle est répété 10 à 20 fois. Spindler *et al.* (66) appliquent trois séries de 20 à 30 stimulations, la durée totale ne dépassant pas les 20 minutes. Platz *et al.* (56) appliquent une série de 10 stimulations durant 2 à 3 secondes entrecoupées de pauses durant également 2 à 3 secondes. Matsui *et al.* (46) appliquent une série de 10 stimulations de 5 secondes entrecoupées de pauses durant également 5 secondes

L'éjaculat est recueilli dans un tube en plastique de 50 mL préchauffé à 37°C et couvrant le pénis.

1.1.2.2. Analyse

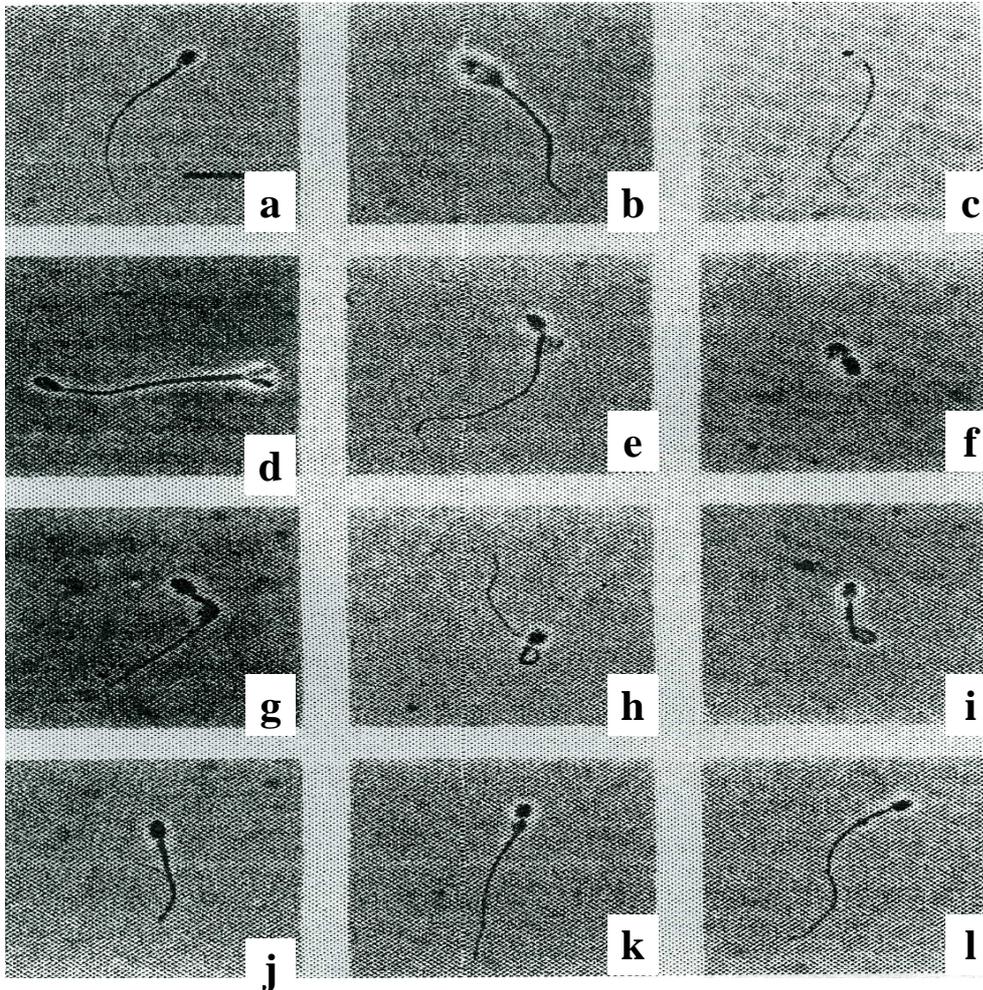
Chez l'ours brun (*Ursus arctos yesoensis*), Ishikawa *et al.* (35) décrivent un liquide séreux de couleur blanchâtre translucide, de pH neutre ; ils ont obtenu en moyenne par animal un volume de 2,7mL à une concentration de spermatozoïdes de $471,6 \cdot 10^6$ cellules/mL

On évalue la mobilité par examen sous le microscope (grossissement x250 à x400) sur plaque chauffante (37°C). La mobilité moyenne est estimée à l'œil en pourcentage.

On évalue la morphologie des spermatozoïdes après fixation dans de la solution physiologique saline. On observe sous un microscope à contraste de phase à un grossissement de x1000. Les méthodes de coloration sont variables : on peut utiliser une coloration au nitrate d'argent ou une coloration rapide au rose bengal.

On compte les spermatozoïdes normaux et anormaux ; on classe ces derniers en différentes catégories selon leur type d'anomalies lesquelles se regroupent en deux catégories: primaires et secondaires en fonction du moment supposé de la malformation. Les malformations primaires sont dues à un problème lors de la spermatogenèse et comprend les flagelles enroulés, les défauts d'acrosome, l'absence de gaine mitochondriale, les spermatozoïdes micro et macrocéphaliques, bicéphaliques et biflagellés. Les malformations secondaires sont dues à une anomalie durant le trajet dans les conduits déférents et comprennent les spermatozoïdes avec pièces intermédiaires courbes avec ou sans gouttelette cytoplasmique, queue ou pièce de connexion courbes (Figure 24).

Figure 24 : Diverses anomalies morphologiques rencontrées chez les spermatozoïdes de panda géant. (a) normal ; (b) macrocéphalique ; (c) microcéphalique ; (d) bicéphalique ; (e) acrosome anormal ; (f) flagelle courbe ; (g) pièce intermédiaire (PI) avec gouttelette cytoplasmique ; (h) PI sans gouttelette cytoplasmique ; (i) flagelle courbe avec gouttelette cytoplasmique ; (j) flagelle courbe sans gouttelette cytoplasmique ; (k) gouttelette cytoplasmique proximale ; (l) gouttelette cytoplasmique distale. [3][66]



Le détail des caractéristiques des échantillons prélevés par Ishikawa *et al.* (35) sont réunis dans le tableau 14.

Tableau 14 : résultats des épreuves d'électroéjaculation sur dix ours bruns d'Hokkaido pratiquées par Ishikawa *et al.* (35) ; a) Z = Zolazepam et Tiletamine, Mi = Midazolam, K = Kétamine ; b) M = spermatozoïdes Mobiles, NM = spermatozoïdes Non Mobiles, NF = sperme Non Fluide, U = Urine ; c) les prélèvements contenant de l'urine, du sperme non fluide ou avec des spermatozoïdes non mobiles ne sont pas pris en compte dans la moyenne ; d) ND = Non Déterminé.

(x 10 ⁶ cellules/éjaculat) Nombre de spermatozoïdes mobiles	Pourcentage de spermatozoïdes vivants	Pourcentage de spermatozoïdes anormaux	Pourcentage de spermatozoïdes
290,4	96,8	100,0	19,0
436,1	99,0	90,9	ND
307,2	69,3	81,2	17,7
1488,1	91,5	89,3	15,6
3839,2	95,0	95,4	9,2
7046,6	93,7	87,3	14,5
316,6	88,6	87,1	40,8
319,4	77,4	88,8	17,5
ND	50,0	ND	ND
298,3	95,0	92,1	10,3
746,6	90,0	ND	43,0
170,6	88,3	85,0	19,4
ND	76,2	ND	32,9
0,0	0,0	ND	29,6
ND	12,5	ND	ND
-	-	-	-
0,0	0,0	82,0	42,7
-	-	-	-
-	-	-	-
-	-	-	-
-	-	-	-
1387,2	80,2	89,7	21,8

Essai	Ours	JJ/MM/AA Date	Anesthésie ^{a)}	Classe ^{b)}	en mL Volume	PH	(x10 ⁶ cellules/mL) du sperme Concentration
1	A	02/07/95	Z	M	2,4	7,6	125,0
2	A	16/07/95	Z	M	1,0	7,6	440,5
3	A	13/05/96	Z	M	3,2	7,6	140,8
4	A	08/06/96	Z	M	3,8	7,4	427,8
5	A	28/06/96	Mi/K	M	7,8	7,2	518,1
6	A	16/07/96	Z	M	8,3	7,3	911,8
7	B	18/06/95	Z	M	1,3	ND	274,7
8	B	21/05/96	Z	M	1,1	6,9	378,8
9	B	18/06/96	Z	M	0,1	7,8	ND
10	C	21/05/96	Z	M	0,2	7,4	1570,0
11	D	31/05/95	Z	M	3,0	ND	276,5
12	D	16/07/96	Z	M	1,6	7,3	123,1
13	E	18/06/95	Z	M	1,3	7,7	ND
14	E	02/07/95	Z	NM	5,5	5,8	116,0
15	F	16/07/95	Z	M	ND	6,6	ND
16	G	13/05/96	Z	U	ND	<5,8	0,0
17	G	08/06/96	Z	NM	2,0	6,0	64,0
18	G	16/07/96	Z	NF	0,0	-	-
19	H	18/06/96	Z	U	ND	<5,8	-
20	I	10/06/95	Z	U	4,0	<5,8	0,0
21	J	18/06/95	Z	NF	0,0	-	-
Moyenne ^{c)}					2,7	7,4	471,6

2. Reproduction assistée au sens strict

La majorité des travaux a été réalisé sur le panda géant (*Ailuropoda melanoleuca*) du fait de la menace d'extinction qui pèse sur cette espèce et de sa difficulté à se reproduire en captivité.

2.1. L'insémination artificielle [11][20][21][26][27][34][46][58]

2.1.1. Moment de l'ovulation (chez *Ailuropoda melanoleuca*)

2.1.1.1. Induction de l'oestrus

Chaudhuri *et al.* (11) ont induit un oestrus chez une femelle panda géant par injection d'Hormone de Stimulation de la croissance Folliculaire (FSH) ; ils ont réalisé des injections à une dose de 5 mg par voie intramusculaire deux fois par jours à 8 heures d'intervalle. Le vingtième jour après la première injection de FSH, la femelle s'est accouplée et elle a reçu

une injection par voie intramusculaire de Gonadotropine chorionique humaine (hCG) à une dose de 500 UI.

Par leur étude, Chaudhuri *et al.* (11) ont montré la possibilité d'induire une activité de reproduction par injection de FSH ; par contre, ils n'ont pas pu avoir la certitude d'avoir induit une ovulation de cette façon car malgré un comportement et des taux de progestérone laissant supposer une gestation, la femelle n'a pas mis bas.

2.1.1.2. Détection du moment de l'ovulation

L'idéal est de coupler des frottis vaginaux avec le dosage du taux d'œstrogènes ; on peut effectuer ce dosage dans le sérum, dans les fécès ou dans l'urine puisqu'une anesthésie est de toute façon nécessaire à la réalisation du frottis.

Dans la pratique, il est plus aisé de doser simplement le taux d'œstrogènes dans les fécès ou l'urine : le jour de chute du taux d'œstrogènes est le jour de l'ovulation.

Pour une insémination en semence fraîche, il est conseillé de réaliser au minimum deux inséminations, voire trois : à 24 heures, puis à 48 heures et 72 heures après l'ovulation. Dans le cas d'une insémination en semence congelée, le sperme a une viabilité moindre et il est généralement inutile d'inséminer à 24 heures après l'ovulation.

2.1.2. Semence

2.1.2.1. Recueil par électroéjaculation

La technique de récolte a été exposée au chapitre 1.2.2.1.

La semence ainsi recueillie peut être utilisée fraîche ou être conservée par congélation pour une utilisation ultérieure après décongélation.

2.1.2.2. Congélation

Ishikawa *et al* (34) ont utilisé un dilueur tamponné à base de jaune d'œuf destiné à l'origine à la congélation de sperme bovin (Tableau 15).

Tableau 15 : composition des dilueurs de semence utilisés par Ishikawa *et al* [34]

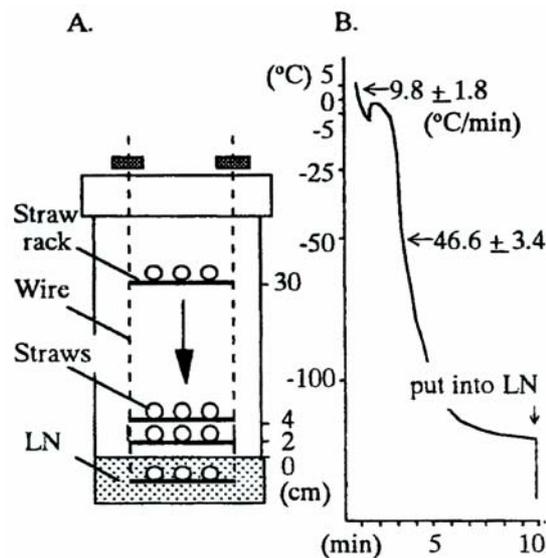
Composant	Dilueur I	Dilueur II
Tris (en mM/L)	160	130
Citrate (en mM/L)	50	10
Raffinose (en mM/L)	40	30
Lactose (en mM/L)	90	70
Fructose (en mM/L)	40	30
Pénicilline G (en UI/L)	1.10 ⁶	1.10 ⁶
Streptomycine (en g/L)	1	1
Jaune d'œuf (en %)	15	15
Glycérol (en %)	-	14

L'éjaculat est d'abord dilué avec le Dilueur I dont le volume utilisé est identique au volume de sperme, à une température de 37°C et progressivement refroidi jusqu'à une température de 4°C sur 90 minutes. La semence refroidie est alors diluée par étapes avec le

Dilueur II à la température de 4°C : toutes les vingt minutes, on ajoute 1 pour 10, puis 2 pour 10, puis 3 pour 10 et enfin 4 pour 10 de Dilueur II, de façon à obtenir une concentration finale en glycérol de 4,7%. La semence ainsi diluée est conditionnée en paillettes en plastique de 0,25 mL ou 0,5 mL qui sont placées dans une boîte en polystyrène et refroidies par étapes (Figure 23) : le porte-paillettes sur lequel elles sont déposées horizontalement est progressivement rapproché de l'azote liquide (2 minutes à 30 cm, puis 2 minutes à 4 cm et enfin 6 minutes à 2 cm). Au bout de 10 minutes, les paillettes sont immergées dans l'azote liquide où elles sont stockées.

La semence est décongelée par immersion des paillettes pendant une minute dans un bain d'eau à une température de 37°C.

Figure 25 : A) Container à l'azote liquide utilisé pour le refroidissement étagé des paillettes ; « straw » = paillette, « straw rack » = porte-paillette, « wire » = , « LN » = azote liquide. B) Courbe de refroidissement obtenue en suivant le procédé par étapes décrit par Ishikawa *et al* ; « put into LN » = introduction dans l'azote liquide [34]



2.1.3. Techniques d'insémination

Quelle que soit la technique d'insémination utilisée, elle nécessite l'anesthésie préalable de la femelle à inséminer. Chez le panda géant, Gual-Sill et Pulido-Reyes (27) utilisent par voie intramusculaire de la kétamine à la dose de 5 mg/kg associée à la xylazine à la dose de 0,5 mg/kg ; si nécessaire, l'anesthésie est prolongée avec de l'halothane à une concentration de 2 à 3 % ; Matsui *et al.* (46) utilisent du diazépam à la dose de 0,1 mg/kg et de la kétamine HCl à la dose de 4,0 à 5,0 mg/kg.

L'animal est ensuite en décubitus dorsal. La zone périnéale est soigneusement nettoyée avec de l'eau chaude.

2.1.3.1. Insémination intravaginale

Gual-Sill et Pulido-Reyes (27) conseillent de sonder l'urètre avec un cathéter en acier inoxydable de calibre 19G de 300 mm de long. On utilise un spéculum en plastique dans lequel est glissé un cathéter en acier de 11 mm de diamètre. Le spéculum est délicatement introduit dans le vagin, en longeant son bord dorsal, jusqu'à buter sur l'extrémité postérieure du col utérin. Le sperme est alors injecté à l'aide d'une seringue. On recommande un minimum de 50×10^7 spermatozoïdes pour une insémination intravaginale.

2.1.3.2. Insémination intrautérine

Contrairement à l'usage chez la chienne ou la chatte, le gabarit des ursidés ne permet pas de maintenir le col utérin par palpation abdominale. L'utilisation d'un vaginoscope permet de le visualiser et donc de le cathétériser. Tenir le col par palpation transrectale facilite également le passage du cervix. La semence est donc directement déposée dans l'utérus. Le matériel utilisé est identique à celui pour l'insémination intravaginale.

Cette technique est moins invasive que le dépôt de semence par laparotomie ; elle permet également de faciliter la progression du cathéter dans le vagin par la visualisation des plis transversaux.

On recommande un minimum de 50×10^6 spermatozoïdes pour une insémination intrautérine.

2.2. La fécondation *in vitro* [38][66][83]

2.2.1. Récolte des gamètes

2.2.1.1. Récolte de semence : cf. chapitre 2.1.2.1.

2.2.1.2. Récolte d'ovocytes

On peut les récolter après dissection de l'ovaire ; on ne peut le faire plus de 8 heures après la mort de l'animal ou après la laparotomie.

Les ovaires ainsi récupérés sont transportés dans du sérum physiologique avant d'être disséqués. Les ovocytes recueillis sont triés et on ne garde que ceux qui semblent normaux. Ces ovocytes doivent ensuite subir leur maturation qui a lieu normalement dans les voies génitales femelles.

2.2.2. Maturation ovocytaire *in vitro*

Johnston *et al.* (38) ont prélevé les ovaires de 48 femelles aussi bien en anoestrus que gestante ou en phase lutéale d'ours noir (*Ursus americanus*). Ils en ont disséqué le cortex dans une solution de sérum physiologique stérile à 37°C et récolté ainsi 2403 ovocytes ; ils n'en ont jugé d'excellente qualité et gardé que 777. Ces ovocytes ont été lavés trois fois avec une solution supplémentée avec de l'Hormone de Stimulation Folliculaire (FSH) à 10 µg/mL et de l'Hormone Lutéinisante (LH) à 20 µg/mL puis laissés incuber dans 100 µL de cette solution pendant 48 à 60 heures à la température de 37°C, à l'air humide avec 5% de CO₂. Au bout de 60 heures d'incubation, 43,9 % des ovocytes avaient atteint la métaphase II et expulsé leur premier globule polaire. L'étude a également inclus 54 ovocytes prélevés sur de femelles d'ours malais (*Ursus malayanus*), dont 72,2 % étaient d'excellente qualité et 15,4 % ont atteint la métaphase II *in vitro* et 119 ovocytes de femelles d'ours lippus (*Ursus ursinus*), dont 41,2 % étaient d'excellent qualité et 17,5 % ont atteint la métaphase II *in vitro*.

Zhang *et al* (83) ont eu l'opportunité de récolter des ovocytes sur une femelle panda morte d'une cirrhose hépatique environ 4 heures après la mort de l'animal. Les ovocytes récoltés comme précédemment ont été classés selon leur taille ; au total, 26 ovocytes de plus de 125 µm et 7 d'une taille allant de 100 à 124 µm ont été collectés.

Sur les 26 gros ovocytes, seuls 12 ont été gardés, les autres ayant rompu leur zone pellucide ou perdu leur cytoplasme. Ces 12 gros ovocytes et les 7 petits ont subi le même protocole de maturation détaillé plus haut. Sur les 12 gros ovocytes mis en culture, seuls 3 ont expulsé un globule polaire et ont donc atteint le stade Métaphase II ; aucun des petits ovocytes n'a augmenté de taille ni expulsé de globule polaire.

La femelle panda est morte pendant la saison de repos sexuel, ce qui explique le faible nombre d'ovocytes prélevés. Feng *et al* (22) ont observé jusqu'à 322 follicules visibles à la surface d'une femelle panda en œstrus.

2.2.3. Capacitation des spermatozoïdes *in vitro*

Spindler *et al* (53) ont étudié la capacitation *in vitro* des spermatozoïdes de panda géant. La semence de neuf animaux a été récoltée par électroéjaculation ; les éjaculats de chaque mâle ont été réunis en un seul échantillon, dont 0,5 mL ont été prélevés puis subdivisés. Les premiers 0,25 mL ont été dilués avec du milieu HEPES-buffered Ham's F10 (HF10) ; les seconds ont été dilués avec HF10 contenant 200 µmol/L de 3-isobutyl-1-méthylxanthine (IBMX) et 1mmol/L de dibutyryl AMP_c (dbcAMP), deux accélérateurs chimiques de capacitation. Après une centrifugation à 200 g pendant 8 minutes, chaque paire d'échantillons a été incubé à une concentration de 50x10⁶ cellules/mL à 37°C pendant 6 heures.

Pour évaluer le pourcentage de spermatozoïdes capités à t₀, t + 3heures et t + 6 heures, deux volumes de 10 µL de chaque échantillons ont été prélevés ; pour un même échantillon, chaque volume de 10 µL a été dilué par un volume identique respectivement de : 1) HF10 ; 2) HF10 contenant de la zone pellucide solubilisée d'ours (*Ursus americanus*) à une concentration de 2 zones/µL. Chaque volume a été incubé dans de l'huile minérale pendant 30 minutes à 37°C.

Le pourcentage de spermatozoïdes capités a été calculé en soustrayant la proportion de spermatozoïdes à l'acrosome intact après le traitement 2 à la proportion de spermatozoïdes à l'acrosome intact après le traitement 1.

Les spermatozoïdes subissent la capacitation *in vitro* avec ou sans accélérateur chimique ; cependant, le pourcentage de spermatozoïdes capables est plus important en présence d'accélérateur chimique (50,9 % avec contre 41,2 % sans).

2.2.4. Fécondation *in vitro*

La fertilisation est l'étape où le spermatozoïde se lie à l'ovocyte par l'intermédiaire de protéines de liaison et pénètre à travers les différentes couches de l'ovocyte par propulsion mécanique et par action des enzymes acrosomiales.

On met en culture les spermatozoïdes capables et les ovocytes matures dans un milieu enrichi. Au bout de 12h, on rince les ovocytes dans une solution contenant 0,2% de hyaluronidases. Puis on les replace dans un nouveau milieu et on les laisse encore incubé pendant une douzaine d'heures. On examine les ovocytes une trentaine d'heures après le début de la mise en présence. On estime qu'il y a fertilisation quand on observe la présence de deux globules polaires, de deux pronoyaux et le début de la division (stade 2 cellules minimum). Selon les études, 20 à 30 % des ovocytes fécondés atteignent le stade blastocyste ; ce taux serait augmenté sous atmosphère pauvre en oxygène.

Les embryons sont ensuite replacés en milieu de culture où ils pourront continuer à se diviser et se développer.

2.3. Transfert d'embryons [4][13][26]

2.3.1. Préparation de l'animal donneur

Dans les études de transfert d'embryon effectuées, la femelle donneuse s'accouple de façon naturelle et on suppose qu'il y a eu fécondation. On effectue la collecte d'embryons environ un mois après cet accouplement, ce qui laisse le temps aux blastocystes potentiellement formés de migrer dans l'utérus.

La femelle donneuse est anesthésiée. Boone *et al.* (4) utilisent par voie intramusculaire le mélange tilétamine HCl – zolazépam HCl (TELAZOL[®]) à une dose de 1,4 mg/ kg et de la xylazine (ROMPUN[®]) à une dose de 0,7 mg/kg ; cette anesthésie fixe est prolongée par une anesthésie gazeuse d'isoflurane à une concentration de 1 à 2,5% pour 1,5 L par minute d'oxygène.

2.3.2. Récupération d'embryons

On introduit un spéculum de 9,5 Fr dans l'utérus de la donneuse ; une palpation transrectale aide le passage par le cervix pour entrer dans le corps de l'utérus ; une injection de cypionate d'oestradiol à une dose de 156 µg 12 heures avant la collecte d'embryon facilite le passage du cervix. A l'intérieur de ce spéculum, on glisse un cathéter de 32 cm de long muni d'un ballon de silicone ; on gonfle le ballon avec 1,5 mL de solution saline et on le place devant le col de l'utérus.

Ensuite, à l'aide d'une seringue placée au bout externe du cathéter, on injecte à plusieurs reprises des volumes allant de 1,5 à 10 mL de solution adaptée par corne (Boone *et al.* (4) utilisent du PBS mélangé à 0,4% de Bovine Serum Albumine (BSA)).

En surveillant par laparoscopie, on aspire le milieu contenu dans l'utérus et on le place dans des boîtes de Pétri. Après avoir rincé l'utérus, on dégonfle le ballon de silicone et on retire le matériel.

Les embryons obtenus sont rincés et placés dans un milieu de culture ; Boone *et al.* () utilisent une solution saline contenant de l'HEPES et de l'albumine sérique, le Human Tubal Fluid (HTF). Les embryons y sont laissés incuber 5 heures à 35°C.

2.3.3. Préparation de l'animal receveur

L'animal choisi comme femelle receveuse doit avoir été en rut dans le mois précédant le transfert.

La femelle donneuse est anesthésiée. Boone *et al.* (4) utilisent par voie intramusculaire le mélange tilétamine HCl – zolazépam HCl (TELAZOL[®]) à une dose de 5,3 mg/ kg et de la xylazine (ROMPUN[®]) à une dose de 0,8 mg/kg ; cette anesthésie fixe est prolongée par une anesthésie gazeuse d'isoflurane à une concentration de 2 à 4% pour 2 L par minute d'oxygène.

2.3.4. Transfert embryonnaire

Le transfert est opéré sous laparoscopie. Une aiguille de 18 G contenant le blastocyste et environ 50 µL de la première solution utilisée ; dans l'étude de Boone *et al.* (), il s'agissait de PBS mélangé à 0,4% de BSA. Le tout est injecté à l'aide d'une seringue de 3 mL.

2.4. Autres techniques

Le département de conservation et recherche pour les espèces menacées (CRES) du Zoo de San Diego possède une banque de « matériel reproductif » contenant du sperme, des ovocytes et des embryons congelés de nombreuses espèces menacées dont le panda géant. De nombreuses recherches sont en cours pour améliorer ou mettre au point des protocoles d'insémination artificielle, de fécondation *in vitro* ou de transfert d'embryons, voire de clonage. On y étudie également des espèces non menacées comme l'ours noir (*Ursus americanus*) dont les individus et le matériel sont beaucoup plus disponibles. On espère que les études ainsi menées seront extrapolables aux espèces menacées d'ursidés.

CONCLUSION

Les ursidés ont de nombreuses ressemblances, qu'elles soient morphologiques ou comportementales, qui rappellent leur origine commune. Cependant, c'est une famille très diversifiée, aussi bien quant à la distribution géographique de chaque espèce, à son régime alimentaire ou à son rythme de vie.

Cependant, on manque cruellement de données sur certaines de ces espèces, en particulier dans le domaine de leur physiologie sexuelle. Les études menées portent sur l'ours brun (*Ursus arctos* et en particulier la sous-espèce *Ursus arctos yesoensis*), l'ours polaire (*Ursus maritimus*), l'ours noir (*Ursus americanus*), l'ours à collier du Japon (*Ursus thibetanus japonicus*), l'ours des cocotiers (*Ursus malayanus*) uniquement en captivité et le panda géant (*Ailuropoda melanoleuca*) également en captivité. Les résultats de ces études mettent en évidence beaucoup de points communs entre ces différentes espèces d'ursidés, le panda géant se distinguant des autres par l'existence d'une ovulation spontanée systématique. En attendant de pouvoir étudier l'ours lippu (*Ursus ursinus*), l'ours à lunettes (*Tremarctos ornatus*) et toutes les sous-espèces d'ours à collier (*Ursus thibetanus*), on extrapole ces données à ces espèces méconnues et menacées. On s'oriente actuellement vers une connaissance approfondie d'espèces non menacées comme l'ours noir (*Ursus americanus*) pour chercher ensuite à appliquer ces connaissances aux espèces menacées.

Il est à espérer que les mesures nécessaires à la préservation de ces grands mammifères seront prises pour soutenir l'effort de sauvegarde motivant le développement de techniques de reproduction assistée. Il est également indispensable de sensibiliser les humains aux dangers qui menacent les ursidés mais aussi de trop nombreuses espèces animales.

BIBLIOGRAPHIE

- (1) AMSTRUP SC. Polar bear (*Ursus maritimus*). In : FELDHAMER GA, THOMPSON BC, CHAPMAN J, editors. *Wild mammals of North America*. Baltimore : Johns Hopkins Univ. Press, 2003, 587-610.
- (2) ARAKI H, TSUBOTA T, MAEDA N, HARADA N, KOMINAMI S, MASON JI *et al.* Intraovarian Immunolocalization of Steroidogenic Enzymes in a Hokkaido Brown Bear, *Ursus arctos yeoensis* during the Mating Season. *J. Vet. Med. Sci.*, 1996, **58**(8) : 787-790.
- (3) ARNOLD C. *La reproduction du guépard et du lion*. Thèse Med. Vét. Alfort, 2004, n°153, 113 p.
- (4) BOONE WR, CATLIN JC, CASEY KJ, DYE PS, BOONE ET, SCHUETT RJ. Live birth of a bear cub following nonsurgical embryo collection. *Theriogenology*, 1999, **51** : 519-529.
- (5) BOONE WR, KECK BB, CATLIN JC, CASEY KJ, BOONE ET, DYE PS, SCHUETT RJ, TSUBOTA T, BAHR JC. Evidence that bears are induced ovulators. *Theriogenology*, 2004, **61** : 1163-1169.
- (6) CAMARRA JJ. *L'ours brun*. Paris : Hatier, 1989, 213p.
- (7) CAMARRA JJ, PARDE JM. Brown bear in France, status and management in 1985. *Aquilo Ser. Zool.*, **27** : 93-96.
- (8) CAMARRA JJ, PARDE JM. *Encyclopédie des carnivores de France. L'ours*. Paris : Ed SFERM (Société Française pour l'Etude et la Protection des Mammifères), 1992, 43p.
- (9) CANFIELD J, HARTING AL. Home range and movements. In : LE FRANC MN, MOOSS MP, PATNODE KA, SUGG WC, editors. *Grizzly Bear Compendium*. I.G.B.C., 1987, 27-33.
- (10) CARQUILLAT D. *Anatomie systématique et topographique des viscères et des parois de la cavité abdomino-pelvienne de l'ours brun (Ursus arctos)*. Thèse Med. Vét. Lyon, 2002, n°25, 160 p.
- (11) CHAUDHURI M, KLEIMAN DG, WILDT DE, BUSH M, FRANK ES, THAU RB. Urinary steroid concentrations during natural and gonado-trophin-induced oestrus and pregnancy in the giant panda (*Ailuropoda melanoleuca*). *J. Reprod. Fert.*, 1988, **84** : 23-28.
- (12) CLARK DA, STRILING I, CALVERT W. Distribution, characteristics and use of earth dans and related excavations by polar bears on the Western Hudson Bay Lowlands. *Artics*, 1997, **50**(2) : 158-166.
- (13) COMIZZOLI P, MERMILLOD P, MAUGET R. Reproductive biotechnologies for endangered mammalian species. *Reprod. Nutr. Dev.*, 2000, **40** : 493-504.

- (14) COUTURIER M. *L'ours brun. Histoires naturelles, éthologie, chasse*. Grenoble : Ed Arthaud, 1954, 904p.
- (15) CRAIGHEAD FC, CRAIGHEAD JJ. Grizzly bear prehibernation and denning activities as determined by radio-tracking. *Wildlife Monogr.*, 1972, **32** : 35p.
- (16) CRAIGHEAD JJ, SUMNER JS, MITCHELL. *The grizzly bears of Yellowstone : Their ecology in the Yellowstone Ecosystem, 1959-1992*. Washington DC : Island Press, 1995.
- (17) DAHLE B, SWENSON JE. Seasonal range size in relation to reproductive strategies in brown bears *Ursus arctos*. *Journal of Animal Ecology*, 2003, **71** : 660-667.
- (18) DEUBEL D. *L'ours polaire : biologie en milieu naturel et en captivité*. Thèse Med. Vét. Alfort, 2003, n°64, 369 p.
- (19) DRONNEAU C, DE VERICOURT G, MADIER M. *L'ours blanc : vie sauvage. Encyclopédie Larousse des Animaux*. Paris : Société des périodiques Larousse, 1994, n°35.
- (20) DURRANT B, CZEKALA N, OLSON M, AMODEO D, CAMPOS-MORALES R, GUAL-SILL F, RAMOS-GARZA J. Papanicolaou staining of exfoliated vaginal epithelial cells facilitates the prediction of ovulation in the giant panda. *Theriogenology*, 2002, **57** (7) : 1855-1864.
- (21) DURRANT B, OLSON MA, AMODEO D, ANDERSON A, RUSS KD, CAMPOS-MORALES R, GUAL-SILL F, RAMOS-GARZA. Vaginal Cytology and Vulvar Swelling as Indicators of Impending Estrus and Ovulation in the Giant Panda (*Ailuropoda melanoleuca*). *Zoo Biology*, 2003, **22** : 313-321.
- (22) FENG WH, ZHANG AJ, HE GX, YE ZY. *Breeding of Giant Panda at the Chengdu zoo. A study on Breeding and Disease of the Giant Panda. Panda Special Issue*. Sichuan, China : Sichuan Scientific and Technologic Publishing House, 1991, 123 p.
- (23) FOLK GE, LARSON A, FOLK MA. Physiology of hibernating bears. *Int. Conf. Bear Res. And Manage.*, 1976, **3** : 373-380.
- (24) FONTAINE JJ. *L'appareil génital (Fascicule 4) : Les placentas*. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité pédagogique d'Histologie et Anatomie-Pathologique. 2001, 65p.
- (25) GRASSE P. *Traité de Zoologie . Anatomie. Systématique. Biologie. Tome XVI . les mammifères. Fascicule VI. Mamelles. Appareil genital, Gamétogénèse, Fécondation, Gestation*. Paris : Masson et cie, 1969, 1027p.
- (26) GUAL-SILL F, CAMPOS-MORALES R, YANEZ-MUNOZ EI, PINTADO-ESCAMILLA MA, RANGEL RODRIGUEZ IC, MORALES-PADRON MJ, RIVERA-REBOLLEDO JA, TINAJERO AR, DURRANT B, CZEKALA N. Aspects of Assisted Reproduction on Giant Panda. *World Small Animal Veterinary Association 2005 Congress*, 2005.

- (27) GUAL-SILL F, PULIDO-REYES J. Resultados preliminares de la inseminación artificial del panda gigante (*Ailuropoda melanoleuca*) en el Zoológico de Chapultepec, de la ciudad de Mexico. *Veterinaria Mexico*, 1997, **28**(3) : 261-267.
- (28) HASHIMOTO Y, KAJI M, SAWADA H, TAKATSUKI S. Five-year Study on the Autumn Food Habits of the Asiatic Black Bear in Relation to Nut Production. *Ecological Research*, 2003, **18** : 485-492.
- (29) HELIN S. *The mammalian of China*. Beijing : China Forestry Publishing House, 1999.
- (30) HORNOCKER MG. *Population characteristics and social and reproductive behaviour of the Grizzly bear in Yellowstone National Park*, M.S. Thesis, Montana State Univ. Missoula, 1962, 94p.
- (31) HOWELL-SKALLA LA, CATTET MRL, RAMSAY MA, BAHR JM. Seasonal Changes in Testicular Size and Serum LH, Prolactin and Testosterone Concentrations in Male Polar Bears (*Ursus maritimus*). *Society for Reproduction and Fertility*, 2002, **123** : 729-733.
- (32) HOWELL-SKALLA LA, BUNICK D, NELSON RA, BAHR JM. Testicular Recrudescence in the Male Black Bear (*Ursus americanus*) : Changes in Testicular Luteinizing Hormone-, Follicle-Stimulating Hormone- and Prolactin-Receptor Ribonucleic Acid Abundance and Dependency on Prolactin. *Biology of Reproduction*, 2000, **63** : 440-447.
- (33) ISHIKAWA A, KIKUCHI S, KATAGIRI S, SAKAMOTO H, TAKAHASHI Y. Efficiency of fecal steroid hormone measurement for assessing reproductive function in the Hokkaido brown bear (*Ursus arctos yesoensis*). *J. Vet. Res.*, 2002, **50**(1) : 17-27.
- (34) ISHIKAWA A, MATSUI M, SAKAMOTO H, KATAGIRI S, TAKAHASHI Y. Cryopreservation of the Semen Collected by Electroejaculation from the Hokkaido Brown Bear (*Ursus arctos yesoensis*). *J. Vet. Med. Sci.*, 2002, **64** (4) : 373-376.
- (35) ISHIKAWA A, MATSUI M, TSURUGA H, SAKAMOTO H, TAKAHASHI Y, KANAGAWA H. Electroejaculation and Semen Characteristics of the Captive Hokkaido Brown Bear (*Ursus arctos yesoensis*). *J. Vet. Med. Sci.*, 1998, **60** (8) : 965-968.
- (36) ISHIKAWA A, SAKAMOTO H, KATAGIRI S, TAKAHASHI Y. Changes in Sexual Behaviour and Fecal Steroid Hormone Concentrations during the Breeding Season in Female Hokkaido Brown Bears (*Ursus arctos yeoensis*) under Captive Condition. *J. Vet. Med. Sci.*, 2003, **65**(1) : 99-102.
- (37) IZUMIYAMA S, YOSHIDA T, HAYASHI H, HUYGENS O. Denning Ecology of two Populations of Asiatic Black Bears in Nagano Prefecture, Japan. *Mammalia*, 2001, **65**(4) : 417-428.
- (38) JOHNSTON LA, DONOGHUE AM, IGO W, SIMMONS LG, WILDT DE, RIEFFENBERGER J. Oocyte recovery and maturation in the American black bear (*Ursus americanus*) : A model for endangered ursids. *J. Exp. Zool.*, 1994, **269**(1) : 53-61.
- (39) KAZEEF WN. *L'Ours brun roi de la forêt*. Paris : Librairie Stock, 1934, 218p.

- (40) KINKELIN E. *Bilan de la reproduction des ours polaires en captivité dans les parcs zoologiques français*. Thèse Med. Vét. Lyon, 2005, n°113, 215 p.
- (41) KOMATSU T, TSUBOTA T, YAMAMOTO Y, ATOJI Y, SUZUKI Y. Seasonal Changes in the Immunolocalization of Steroidogenic Enzymes in the Testes of the Japanese Black Bear (*Ursus thibetanus japonicus*). *J. Vet. Med. Sci.*, 1997, **59**(7) : 521-529.
- (42) KOMATSU T, YAMAMOTO Y, TSUBOTA T, ATOJI Y, SUZUKI Y. Spermatogenic Cycle in the Testis of the Japanese Black Bear (*Selenarctos thibetanus japonicus*). *J. Vet. Med. Sci.*, 1996, **58**(4) : 329-335.
- (43) KURT V, GRZIMEK B, ZHIWOTSCHENKO V. Large bear-true bears. *In* : Grzimek's encyclopedia of mammals, volume 3. MacGrow-Hill Publishong company, New-York (USA). 480-502.
- (44) LIAO MJ, ZHU MY, ZHANG ZH, ZHANG AJ, LI GH, SHENG FJ. Cloning and sequence analysis of FSH and LH in the giant panda (*Ailuropoda melanoleuca*). *Animal Reproduction Science*, 2003, **77** : 107-116.
- (45) LØNØ O. The polar bear (*Ursus maritimus* Phipps) in the Svalbard area (Norsk Polarinstittut Skrifter 149). Oslo, Norway, 1970.
- (46) MATSUI M, HIRAMATSU H, NOSE N, NAKZATO R, SAGAWA Y, TAJIMA H, SAITO K. Successful artificial insemination in the giant panda (*Ailuropoda melanoleuca*) at ueno zoo. *Zoo Biology*, 1989, **8** : 17-26.
- (47) MEYER HHD, ROHLEDER M, STREICH WJ, GÖLTENBOTH R, OCHS A. Sexualsteroidprofile und Ovaraktivitäten des Pandaweibchens YAN YAN im Berliner Zoo. *Berl. Münich. Tierärztl. Wschr.*, 1997, **110** : 143-147.
- (48) NOWAK R. *Walker's Mammals of the World*. 5th ed. Baltimore and London : Johns Hopkins Univ. Press, 1999, 314 p.
- (49) NOYCE KV, CARSHELIS DL. Body size and blood characteristics as indicators of condition and reproductive performance in black bears. *International Conference on Bear Research and Management*, 1994, **9** : 481-496.
- (50) NOYCE KV, CARSHELIS DL. Influence of natural food abundance on black bear harvests un Minnesota. *Journal of Wildlife Management*, 1997, **61** : 1067-1074.
- (51) OKANO T, MURASE T, TSUBOTA T. Spermatogenesis , Serum Testosterone Levels and Immunolocalization of Steroidogenic Enzymes in the Wild Male Japanese Black Bear (*Ursus thibetanus japonicus*). *J. Vet. Med. Sci.*, 2003, **65**(10) : 1093-1099.
- (52) ONUMA M, SUZUKI M, OHTAISHI N. Reproductive pattern of the Sun Bear (*Helarctos malayanus*) in Sarawak, Malaysia. *J. Vet. Med. Sci.*, 2001, **63**(3) : 293-297.
- (53) ONUMA M, SUZUKI M, UCHIDA E, NIIYAMA M , OHTAISHI N. Annual Changes in Fecal Estradiol-17 β Concentrations of the Sun Bear (*Helarctos malayanus*) in Sarawak, Malaysia. *J. Vet. Med. Sci.*, 2002, **64**(4) : 309-313.

- (54) PALMER SS, NELSON RA, RAMSAY MA, STIRLING I, BAHR JM. Annual Changes in Serum Sex Steroids in Male and Female Black (*Ursus americanus*) and Polar (*Ursus maritimus*) Bears. *Biology of Reproduction*, 1998, **38** : 1044-1050.
- (55) PELTON MR. Black bear (*Ursus americanus*). In : FELDHAMER GA, THOMPSON BC, CHAPMAN J, editors. *Wild mammals of North America*. Baltimore : Johns Hopkins Univ. Press, 2003, 547-555
- (56) PLATZ CC, WILDT DE, HOWARD JG, BUSH M. Electroejaculation and semen analysis and freezing in the giant panda (*Ailuropoda melanoleuca*). *J. Reprod. Fert.*, 1983, **67** : 9-12.
- (57) POMMAREDE C. *Mise au point bibliographique sur l'Ours brun des Pyrénées (Ursus arctos L.)*. Thèse Méd. Vét., Toulouse, 1992, n°52, 133p.
- (58) POUY-LANHAM L. *L'insémination artificielle chez les mammifères sauvages en captivité*. Thèse Méd. Vét., Lyon, 1988, n°60, 93p.
- (59) RAMSEY M., STIRLING I. Reproductive Biology and Ecology of Female Polar Bears (*Ursus maritimus*). *Journal of Zoology*, 1988, **214** : 601-634.
- (60) REID D, JIANG M, TENG Q, QIN Z, HU J. Ecology of the Asiatic Black Bear *Ursus thibetanus* in Sichuan China. *Mammalia*, 1991, **55**(2) : 221-237.
- (61) ROTH HU. Home ranges and movement pattern of European brown bears as revealed by radiotracking. *Acta Zool. Fennica*, 1983, **174** : 143-144.
- (62) SATO M, TSUBOTA T, KOMATSU T, WANTANABE G, TAYA K, MURASE T *et al.* Changes in Sex Steroids, Gonadotropins, Prolactin and Inhibin in Pregnant and Nonpregnant Japanese Black Bears (*Ursus thibetanus japonicus*). *Biology of Reproduction*, 2001, **65**(4) : 1006-1013.
- (63) SATO M, TSUBOTA T, YAMAMOTO K, KOMATSU T, HASHIMOTO Y, KATAYAMA A *et al.* Serum Progesterone and Estradiol-17 β Concentrations in Captive and Free-ranging Adult Female Japanese Black Bears (*Ursus thibetanus japonicus*). *J. Vet. Med. Sci.*, 2000, **62**(4) : 415-420.
- (64) SCHULZ LC, NELSON RA, PYTER LM, BAHR JM. Induction of Pseudopregnancy in the American Black Bear (*Ursus americanus*). *J Exp Zoolog A Comp Exp Biol*, 2003, **298**(2) : 162-166.
- (65) SCHWARTZ CC, MILLER SD, HAROLDSON MA. Grizzly bear (*Ursus arctos*). In : FELDHAMER GA, THOMPSON BC, CHAPMAN J, editors. *Wild mammals of North America*. Baltimore : Johns Hopkins Univ. Press, 2003, 556-586.
- (66) SPINDLER RE, HUANG Y, HOWARD JG, WANG P, ZHANG H, ZHANG G, WILDT DE. Acrosomal integrity and capacitation are not influenced by sperm cryopreservation in the giant panda. *Reproduction*, 2004, **127** : 547-556.

- (67) STIRLING I. *The polar bear*. Londres : Blandford press, 1990.
- (68) STIRLING I. *Bears, a complete guide to every species*. Londres : Harper Collins, 1993.
- (69) STIRLING I, MACEWAN E. The caloric value of whole ringed seals (*Phoca hispida*) in relation to polar bear (*Ursus maritimus*) ecology and hunting behaviour. *Canadian Journal of Zoology*, 1975, **53** : 1021-1027.
- (70) SUTHERLAND-SMITH M, MORRIS PJ, SILVERMAN S. Pregnancy detection and fetal monitoring via ultrasound in a giant panda (*Ailuropoda Melanoleuca*). *Zoo Biol*, 2004, **23** : 449-461.
- (71) TALBOT SL, SHIELDS GF. Phylogeography of brown bears (*Ursus arctos*) of Alaska and paraphyly within the Ursidae. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 1996, **5**(3) : 477-494.
- (72) TALBOT SL, SHIELDS GF. A phylogeny of the bears (Ursidae) inferred from complete sequences of three mitochondrial genes. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 1996, **5**(3) : 567-575.
- (73) TIRET L, LEFRANÇOIS T. *Physiologie de l'appareil reproducteur : mécanismes généraux, particularités d'espèces ; travaux pratiques*. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité pédagogique Physiologie et Thérapeutique. 2001, 88p.
- (74) TSUBOTA T, GARSHELIS DL, NELSON RA, BAHR JM. Sex Steroid and Prolactin Profiles in Male American Black Bears (*Ursus americanus*) during Denning. *J. Vet. Med. Sci.*, 1999, **61**(1) : 81-83.
- (75) TSUBOTA T, HOWELL-SKALLA L, BOONE WR, GARSHELIS DL, BAHR JM. Serum Progesterone, Estradiol, Luteinizing Hormone and Prolactin Profiles in the Female Black Bear (*Ursus americanus*). *Anim. Reprod. Sci.*, 1988, **53** : 107-118.
- (76) TSUBOTA T, TAKAHASI Y, KANAGAWA H. Changes in serum progesterone levels and growth of fetuses in Hokkaido brown bear. *Int. Conf. Bear Res. and Manage*, 1987, **7** : 355-358.
- (77) TSUBOTA T, TAKI S, NAKAYAMA K, MASON JI, KOMINAMI S, HARADA N *et al.* Immunolocalization of steroidogenic enzymes in the corpus luteum and placenta of the Japanese black bear, *Ursus thibetanus japonicus*, during pregnancy. *Journals of Reproduction and Fertility*, 2001, **121** : 587-594.
- (78) WAITS LP, SULLIVAN J, O'BRIEN SJ, WARD RH. Rapid radiation events in the family Ursidae indicated by likelihood phylogenetic estimation from multiple fragments of mtADN. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 1999, **13** : 82-92.
- (79) WARD P, KYNASTON S. *Bears of the World*. Londres : Blandford, 1995.
- (80) YAMAMOTO K, TSUBOTA T, KITA I. Observation of sexual behaviour of captive Japanese black bears, *Ursus thibetanus japonicus*. *Journal of Reproduction & Development*, 1998, **48**(5) : 13-18.

(81) YOUNG KA, NELSON RJ. Mediation of seasonal testicular regression by apoptosis. *Reproduction*, 2001, **122** : 677-685.

(82) YU L, LI Q, RYDER OA, ZHANG Y. Phylogeny of the bears (Ursidae) based on nuclear and mitochondrial genes. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 2004, **32** : 480-494.

(83) ZHANG MJ, HOU R, ZHANG AJ, ZHANG ZH, HE GX, LI GH, WANG JS, LI SC, SONG YF, FEI LS, CHEN HW. In vitro maturation of follicular oocytes of the Giant Panda (*Ailuropoda melanoleuca*) : a case report. *Theriogenology*, 1998, **49** (7) : 1251-1255.

(84) ZHANG YP, RYDER OA. Phylogenetic relationships of bears (the Ursidae) inferred from mitochondrial DNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 1994, **3**(4) : 351-359.

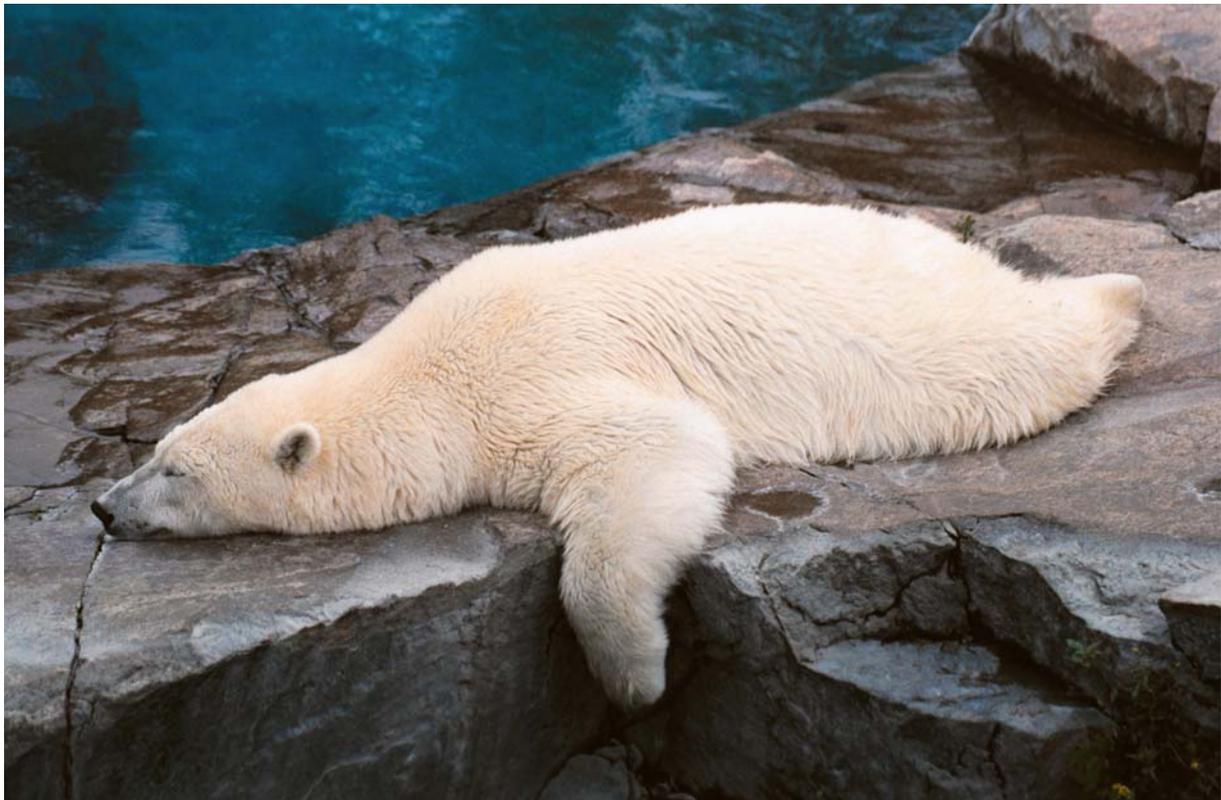
Sites internet :

(85) <http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Ursidae.html>

(86) <http://www.nationalgeographic.com>

(87) <http://www.bearbiology.com>

Photographie 17 : ours polaire (*Ursus maritimus*) (Source : Photographie personnelle d'Elvire Verdonck)



LA REPRODUCTION DE L'OURS : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

JOURDAIN DE MUIZON Caroline

RESUME :

La famille des Ursidés regroupe huit espèces différentes : l'Ours brun (*Ursus arctos*), l'Ours noir (*Ursus americanus*), l'Ours polaire (*Ursus maritimus*), l'Ours à collier (*Ursus tibetanus*), l'Ours lippu (*Ursus ursinus*), l'Ours des cocotiers (*Ursus malayanus*), l'Ours à lunettes (*Tremarctos ornatus*) et enfin le Panda géant (*Ailuropoda melanoleuca*).

Nos connaissances concernant la biologie et le comportement de certains membres de cette famille sont assez limitées, en particulier concernant leur physiologie sexuelle.

Les études menées jusqu'à présent ont conduit non seulement à une approche plus précise de la reproduction des Ursidés en milieu naturel ou en captivité mais également au développement de techniques de reproduction assistée, en particulier chez le Panda géant.

Après l'insémination artificielle, on s'intéresse actuellement au développement des techniques de fécondation in vitro ainsi que de transfert d'embryons ; la mise au point de ces techniques serait une avancée utile quant à la conservation des Ursidés.

Mots clés :

- Ursidés
- Ours brun (*Ursus arctos*)
- Ours noir (*Ursus americanus*)
- Ours polaire (*Ursus maritimus*)
- Ours à collier (*Ursus tibetanus*)
- Ours lippu (*Ursus ursinus*)
- Ours des cocotiers (*Ursus malayanus*)
- Ours à lunettes (*Tremarctos ornatus*)
- Panda géant (*Ailuropoda melanoleuca*)
- Reproduction
- Insémination artificielle
- Techniques de reproduction assistée

JURY :

Président : Pr.

Directeur : Pr. Fontbonne

Assesseur : Pr. Arné

Adresse de l'auteur :

5, résidence Le Parc

72, rue du 11 novembre 1918

BEAR REPRODUCTION : BIBLIOGRAPHIC STUDY

JOURDAIN DE MUIZON Caroline

SUMMARY :

The Ursidae family gathers eight different species : brown Bear (*Ursus arctos*), american black Bear (*Ursus americanus*), polar Bear (*Ursus maritimus*), asiatic black Bear (*Ursus tibetanus*), sloth Bear (*Ursus ursinus*), sun Bear (*Ursus malayanus*), spectacled Bear (*Tremarctos ornatus*) and at last giant Panda (*Ailuropoda melanoleuca*).

Our knowing about some member of this family's biology and behaviour are rather restricted, particularly about their sexual physiology.

Studies conducted till now led not only to a more precise approach of the ursidae reproduction in natural conditions or in captivity, but to the development of assisted reproduction techniques, particularly in giant Panda (*Ailuropoda melanoleuca*).

After artificial insemination, research is now focused on the development of in vitro fecondation and embryo transfer techniques ; adjustment of these techniques would be a useful advance for ursidae conservation.

KEYWORDS :

- Ursidés
- Brown Bear (*Ursus arctos*)
- American black Bear (*Ursus americanus*)
- Polar Bear (*Ursus maritimus*)
- Asiatic black Bear (*Ursus tibetanus*)
- Sloth Bear (*Ursus ursinus*)
- Sun Bear (*Ursus malayanus*)
- Spectacled Bear (*Tremarctos ornatus*)
- Giant Panda (*Ailuropoda melanoleuca*)
- Reproduction
 - Artificial Insemination
- Assisted Reproduction Techniques

JURY :

President : Pr.

Director : Pr. Fontbonne

Assessor : Pr. Arné

Author's address:

5, résidence Le Parc

72, rue du 11 novembre 1918

94700 Maisons Alfort