

UNIVERSITE DE
OUAGADOUGOU



N° d'ordre : 05
FACULTE DES SCIENCES
ET TECHNIQUES

THESE

présentée pour obtenir le titre de
DOCTEUR DE TROISIEME CYCLE

Spécialité : Sciences Biologiques Appliquées
Option : Physiologie Animale

Par

Mathias KYELEM

**INDICATEURS CYTOLOGIQUES ET STERIODIENS
DES CYCLES ŒSTRIENS DES PRINCIPAUX RONGEURS
(MURIDAE ET GERBILLIDAE) SAHELIENS DU BURKINA FASO.
VARIATIONS SAISONNIERES ET EXPERIMENTALES.**

Soutenue le 21 janvier 1993
devant la commission d'examen :

Président : M. SERI BIALLI, Professeur, Université d'Abidjan

Membres : MM SAWADOGO Laya, Maître de Conférences, Université de Ouagadougou
OUEDRAOGO P. ALBERT, Maître Assistant, Université de Ouagadougou
SICARD BRUNO, Chargé de Recherches, ORSTOM, Bamako

REMERCIEMENTS

Monsieur le Professeur SERI Bialli, vos conseils et vos appréciations ont été d'un apport déterminant pour l'aboutissement de ce travail. Je vous suis sincèrement reconnaissant de votre disponibilité et de l'honneur que vous me faites en acceptant de présider le jury de soutenance de ma thèse.

Monsieur OUEDRAOGO P. Albert, Docteur d'Etat et Chef du Département de biologie et de physiologie animales, la richesse de vos enseignements et la rigueur de votre pédagogie resteront pour moi les meilleurs exemples professionnels. Je vous remercie d'avoir bien voulu faire partie de ce jury.

Monsieur SAWADOGO Laya, Maître de Conférences et Responsable du Laboratoire de physiologie animale, c'est avec sympathie et disponibilité permanentes que vous avez suivi mes activités de recherches jusqu'à ce jour. Je vous remercie de vos conseils d'un grand intérêt scientifique et d'avoir accepté de juger ce travail.

Monsieur SICARD Bruno, Chargé de Recherches et Responsable du programme Rongeurs au Centre ORSTOM de Bamako (Mali), ce résultat est le fruit de vos efforts, de vos conseils et de votre participation constante à toutes les phases de réalisation de ce travail. C'est avec responsabilité et une grande amitié que vous m'avez formé à la recherche et votre soutien matériel a permis le bon déroulement des activités et la finition de ce document. Qu'il soit le témoignage de ma profonde gratitude et mon souhait de bénéficier encore de vos conseils. Je vous remercie de votre participation à ce jury.

Je remercie :

Tous mes enseignants de la Faculté des Sciences et Techniques qui, à quelque degré que ce soit, ont été à la base de ma formation. Je pense en particulier à *Monsieur GUINKO Sita*, Responsable de la formation doctorale, *Madame FRUTOZO Brigitte* et *Messieurs BELEMTUGRI Raymond* et *TAPSOBA Y Alfred*, enseignants au laboratoire de physiologie animale. Mes remerciements s'adressent aussi à tous mes amis étudiants de 3^e cycle pour leur solidarité à tout instant.

Le Conseil scientifique de la Faculté des Sciences et Techniques de l'Université d'Abidjan et en particulier *Monsieur TANON Béné*, Maître de Conférences, pour les travaux de correction du manuscrit.

Monsieur FABRES Gérard, Responsable de l'UR3C du Département MAA à Montpellier, pour son soutien et sa compréhension des difficultés qui ont été les nôtres et, à travers lui, l'ensemble de l'ORSTOM et sa représentation à Ouagadougou, pour le soutien financier et matériel à la mise en œuvre de notre programme de recherches.

Monsieur GAUTUN Jean-Claude, pour son attention et son soutien tant scientifique que matériel, depuis qu'il m'a accueilli au Laboratoire de mammalogie du Centre ORSTOM de Ouagadougou.

Tous les chercheurs du Laboratoire de neuroendocrinologie de l'Université de Montpellier II (CNRS – URA 1197) et en particulier *Monsieur BOISSIN Jean* et *Madame AGASSE-BOISSIN Line*, *Messieurs MAUREL Daniel* et *FUMINIER Frédéric* pour leur accueil et leur disponibilité lors de mes stages parmi eux.

Mes amis de Bordeaux, Layrac, Montpellier, Paris et Toulouse, Européens et Africains, qui par leur amitié, m'ont facilité le séjour en France et donné ainsi de meilleures conditions de travail. Je pense notamment à *DOMBOUE Irénée*, Président du collectif des Africains de Montpellier, aux familles *MASSUARD* et *SCOARNEC* et tout particulièrement à *BENZERFA Dalila*, pour son amitié et son soutien inestimables.

J'adresse aussi mes remerciements à tous ces amis avec lesquels j'ai passé ma vie estudiantine, avec ses heurts et ses humeurs. Puisse ce résultat qui est aussi le leur, consolider notre amitié.

Mes remerciements vont également à tous mes collègues du Collège Notre Dame de Kologh-Naba ; je remercie en particulier la directrice, *Sœur GUISSOU Bernadette*, pour sa compréhension lorsque les contraintes de mon travail la lui sollicitaient.

C'est avec une pensée émue que je voudrais dédier ce travail à la mémoire de celui qui m'a donné le goût de la recherche pour le développement, feu le *Professeur OUEDRAOGO Oumarou Clément*.

A tous mes parents qui se sont tant investis pour moi, *Etienne et Thérèse, François et Laurentine, David et Justine, Marcel, Caroline, Joana, Alphonsine, Théodore, Laurent, Pierrette et toute la famille KYELEM* à Bassem-Poessé, Koupéla et Ouagadougou. Que ce travail soit l'expression de ma profonde gratitude.

*A feu KYELEM Tilado Céline née BERE,
A feu BERE Yempoaka Marie née BELEMKOABGA,
Vous avez tout fait pour cela...*

A ma petite Céline Nadège chérie,

SOMMAIRE

	Pages
SIGLES ET ABREVIATIONS	vi
INTRODUCTION GENERALE	1
MATERIEL ET METHODES	4
Muridae et Gerbillidae sahéliens étudiés	5
Méthodes, lieux et périodes de capture	6
Technique des frottis vaginaux	10
Réalisation pratique des frottis vaginaux	10
Estimation des durées du cycle œstrien et de l'œstrus	11
Variations saisonnières des durées du cycle œstrien et de l'œstrus	13
Variations expérimentales des durées du cycle œstrien et de l'œstrus	15
Dosage radio-immunologique de l'œstradiol et de la progestérone	17
Traitement des résultats	27
Chapitre I : ETUDE DU CYCLE ŒSTRIEN	28
I.1. INTRODUCTION	29
I.2. RESULTATS	32
I.2.1. Durées du cycle œstrien et de l'œstrus d'après l'évolution des types cellulaires de la lumière vaginale	32
I.2.2. Durées du cycle œstrien et de l'œstrus d'après l'évolution des concentrations plasmatiques en œstradiol et en progestérone	35
I. 3. DISCUSSION	47
Chapitre II : INFLUENCE DES FACTEURS PHYSIQUES ET TROPHIQUES SUR LE CYCLE ŒSTRIEN.	56
II.1. INTRODUCTION	57
II.2. RESULTATS	63
II.2.1 Variations saisonnières des cycles œstriens des Rongeurs sahéliens	63
II.2.2 Variations expérimentales des cycles œstriens des Rongeurs sahéliens	68
II.3. DISCUSSION	77
CONCLUSION GENERALE	81
BIBLIOGRAPHIE	84

SIGLES ET ABREVIATIONS

^{anti}P (^{anti}E) :	Anticorps anti-progestérone (respectivement anti-œstradiol)
AT :	Activité totale
B :	Moyenne des comptages
BL :	Blanc d'extraction
C :	Concentration
CD :	Charbon Dextran
CE :	Cellules épithéliales
CHC :	Jour Court, régime Humide et salle Chaude
CHF :	Jour Court, régime Humide et salle Froide
CK :	Cellules kératinisées
CL :	Salle Climatisée
CNRS :	Centre National de Recherches Scientifiques
CRTA :	Centre de Recherches sur les Trypanosomiasés Animales
CSC :	Jour Court, régime Sec et salle Chaude
CSF :	jour Court, régime Sec et salle Froide
D :	Dicestrus
d :	Quantité d'hormone dosée
DCE :	Durée du Cycle Œstrien
DE :	Durée de l'Œstrus
DK :	Durée de Kératinisation
DP :	Durée entre deux Pics de kératinisation
DPM :	Désintégrations Par Minute
DUC :	Durée Utile du Cycle
DV :	Domaine de Variation
E :	Œstrus
Ec :	Echantillons
ECOPHY :	Programme de recherches en écophysiologie des Rongeurs
E_E (E_P) :	Etalon œstradiol (Etalon progestérone)
es :	Erreur standard
FK :	Forte Kératinisation
fK :	Faible Kératinisation
G :	Gamme
g :	Gramme
^3H-E (^3H-P) :	Œstradiol (respectivement Progestérone) marqué au tritium
HR :	Humidité Relative

IC :	Intervalle de Confiance
K :	Coefficient lié à la fraction dosée de la reprise des extraits secs
L-D :	Light - Dark (Lumière - Obscurité), désigne la photopériode
LH :	Lutéinizing Hormone
LHC :	Jour Long, régime Humide et salle Chaude
LHF :	Jour Long, régime Humide et salle Froide
LSC :	Jour long, régime Sec et salle Chaude
LSF :	Jour long, régime Sec et salle Froide
MD :	Médiane
Md :	Mode
ME :	Metœstrus
ml :	Millilitre
mm :	Millimètre
mn :	Minute
My :	Moyenne
NB :	Nombre de cycles observés
NCL :	Salle Non Climatisée
ng :	Nanogramme
Ni% :	Nombre de cycles observés à un seuil i%
NS :	Activité Non Spécifique
ORSTOM :	Office Français de Recherches Scientifiques et Techniques d'Outre-Mer.
PBS - BSA :	Tampon Phosphate Bovine Serum - Bovine Serum Albumine
PE :	Pro-œstrus
pg :	Picogramme
P _i (E _i) :	Tube n°i de la série progestérone (respectivement œstradiol)
PN :	Leucocytes Polynucléaires
P _P (P _E) :	Phase dans le cycle de la progestérone (respectivement de l'œstradiol)
r :	Coefficient de corrélation
R :	Rendement
r ^E , r ^P :	Rendements d'extraction œstradiol (respectivement progestérone)
rendement ^E (rendement ^P) :	Progestérone (respectivement Œstradiol) rendement
REPROFEMELLE :	Régulation de l'activité ovarienne (Programme ECOPHY)
REPROMALE :	Régulation de l'activité testiculaire (Programme ECOPHY)
RH :	Realising Hormon
RH :	Régime Humide
RIA :	Radio-Immunologic Assay
SF :	Saison Froide
Si% :	Seuil à i%

SP :	Saison Pluvieuse
SS :	Saison Sèche
ST :	Solution Tampon
t/mn :	Tours par minute
T _P (T _E) :	Tube activité totale progestérone (respectivement œstradiol)
URA :	Unité de Recherches Agronomiques
v :	Volume de plasma dosé
V _{DCE} (V _{DE}) :	Variations saisonnières de DCE (respectivement DE)
VE :	Variations expérimentales
μl :	Microlitre

INTRODUCTION GENERALE

Les populations de certaines espèces de Rongeurs présentent, certaines années, des explosions démographiques, notamment dans la zone sahélienne. A l'occasion de ces *pullulations*, les Rongeurs infligent des dégâts considérables aux productions et aménagements agricoles; de plus, leur incidence néfaste sur la santé humaine et animale se trouve alors amplifiée. Les puissants mécanismes de régulation des densités des populations induisent cependant une rapide *normalisation démographique* des populations *pullulantes*; aussi la lutte curative contre les pullulations, souvent trop tardive, devient inutile. Par contre, une lutte préventive basée sur un modèle prévisionnel des pullulations de Rongeurs devrait permettre d'enrayer ce phénomène. L'objet des recherches du programme ECOPHY développé au laboratoire du centre ORSTOM de Ouagadougou est de mettre en évidence les connaissances scientifiques utiles à la conception d'un tel modèle. Pour cela, une étude des mécanismes de la dynamique des populations des principales espèces sahéliennes a été entreprise dès 1984. Ce travail montre qu'outre les phénomènes de mobilité et de prédation, la reproduction des populations de Rongeurs est un déterminant majeur de la dynamique de ces populations (Sicard, 1987). A la lumière de ces travaux, il apparaît que les pullulations peuvent être considérées comme une perturbation occasionnelle des cycles saisonniers de l'activité reproductrice des populations de Rongeurs, consécutive à une modification occasionnelle de certains facteurs de leur environnement climatique et trophique. (Sicard, 1992; Sicard *et al.*, 1992b).

La section REPROMALE du programme ECOPHY a permis de montrer que le déclenchement saisonnier de l'activité reproductrice des populations de Rongeurs résultait des inter-relations entre les effets reproductifs de la photopériode et des variations saisonnières de l'humidité et de la température, sur l'activité testiculaire (Sicard *et al.*, 1988, 1992a). Il était alors important d'étudier les caractéristiques de la cyclicité de l'activité ovarienne de ces espèces sauvages (durée du cycle œstrien et durée de l'œstrus), mais aussi d'analyser la régulation des variations saisonnières de cette activité par les facteurs de l'environnement. Ces travaux, qui constituent le volet REPROFEMELLE du programme ECOPHY, sont présentés dans ce mémoire.

La première question à laquelle nous devions tenter de répondre était celle de savoir si les espèces sahéennes étudiées présentaient une ovulation provoquée ou spontanée. Pour répondre à cette question nous avons cherché à savoir si des femelles isolées des mâles et élevées en conditions standard présentent une activité ovarienne cyclique. Pour cela, nous avons tout d'abord étudié les variations quotidiennes du contenu cellulaire de la lumière vaginale par la technique des frottis vaginaux. Pour confirmer les résultats obtenus, nous avons ensuite étudié les variations des concentrations plasmatiques en œstradiol et en progestérone. L'objectif de cette recherche étant de comprendre la diversité des mécanismes physiologiques de régulation de l'activité reproductrice, le choix de plusieurs espèces était nécessaire. Ce choix s'est porté sur des espèces aussi variées que possible du point de vue écologique (répartition biogéographique), éthologique (comportement alimentaire) et physiologique (adaptation au manque d'eau et aptitude à estiver).

La seconde question à laquelle nous devions nous consacrer était celle de savoir s'il existe une variation saisonnière de l'activité ovarienne chez les principales espèces étudiées. Pour cela, nous avons étudié les variations des deux paramètres, durée du cycle œstrien et durée de l'œstrus, chez les principales espèces de Rongeurs de la région d'Oursi au cours des trois saisons typiques du climat sahéen.

Il devenait alors nécessaire d'étudier le rôle des principaux facteurs de l'environnement physique et trophique dans la régulation de cette activité biologique fondamentale. Pour cela, nous avons étudié expérimentalement les effets combinés de : deux types d'éclairement, deux types de conditions d'humidité et d'alimentation et deux types de conditions thermiques, sur la durée du cycle œstrien et la durée de l'œstrus de trois espèces sahéennes.

Les connaissances acquises de 1984 à 1988 sur les cycles de reproduction de ces espèces et la comparaison des variations saisonnières et des variations expérimentales de la durée du cycle œstrien et de la durée de l'œstrus devaient nous permettre de mieux comprendre le rôle respectif des facteurs physiques et trophiques dans la régulation de l'activité ovarienne des Rongeurs sauvages.

MATERIEL ET METHODES

MURIDAE ET GERBILLIDAE SAHELIENS ETUDIÉS.

Arvicanthis niloticus est certainement l'un des principaux ravageurs des cultures des micromilieus humides de la zone sahéenne. Comme le montrent les travaux de Allen (1939), de Ellerman (1941), de Rosevear (1969) et de Missone (1974), la systématique du genre *Arvicanthis* est très controversée. Selon Corbet et Hill (1980), les 36 formes de *Arvicanthis* décrites ne comporteraient que 5 espèces (*A. niloticus*, *A. abyssinicus*, *A. somalicus*, *A. lacertanus* et *A. blicky*). Mais les travaux cytogénétiques modernes de Volobouev *et al.* (1988) tendent à montrer que bon nombre de ces formes ont valeur d'espèces. Retenons que les analyses morphométriques (Rousseau, 1983), biogéographiques et génétiques (Gautun *et al.*, 1985) permettent de penser que les *Arvicanthis* du nord du pays (petits, agressifs, et à robe claire), se réfèrent à la description d'*Arvicanthis niloticus solatus* THOMAS 1925, alors que l'espèce trouvée au sud du pays correspondrait à *Arvicanthis niloticus niloticus* DEMAREST 1822.

Mastomys erythroleucus est aussi nuisible que *A. niloticus* en raison de l'extrême fécondité de cette espèce (Gautun et Sicard., 1985). Les individus étudiés ont pour formule chromosomique $2n=76$ et un nombre fondamental des autosomes compris entre 52 et 54. Les travaux de Duplantier (1988) permettent de penser qu'ils se rapportent à la description de *Mastomys erythroleucus* TEMINK 1853. Bien que plus petits et à robe plus claire, les *Mastomys* capturés dans les inselbergs rocheux ont la même formule chromosomique.

Acomys sp. ne semble pas être une espèce particulièrement nuisible aux cultures en région sahéenne, cela, en raison de son inféodation aux inselbergs rocheux (Sicard et Tranier, 1992a). Les individus étudiés correspondent à la forme grise (Sicard et Tranier, 1992b) d'une espèce nouvelle de *Acomys* capturée pour la première fois dans la région de Banfora (Gautun, 1980). Précisons que cette espèce proche de *Acomys johanis* THOMAS 1912 est en cours de description et présente un caryotype original ($2n=70$).

Taterillus gracilis est un des grands ravageurs des cultures ouvertes situées sur les versants sableux. Les individus étudiés, qui présentent un caryotype stable ($2n=36-37$), se rapportent à la description de *Taterillus gracilis* THOMAS 1892.

Gerbillus nigeriae, capable de pullulations explosives comme ce fut le cas en 1986 (Sicard, 1987) est probablement un grand ravageur des cultures sahéliennes, capable de coloniser les micro-milieus humides situés à proximité des zones sableuses. Les individus étudiés correspondent à une espèce nouvelle, proche de *G. nigeriae* THOMAS et HINTON 1920, mais présentent un caryotype extrêmement variable ($68 < 2n < 72$) en raison d'un grand nombre de translocations robertsonniennes (Volobouev *et al.*, 1988).

Les trois autres espèces étudiées ne sont pas des espèces typiquement sahéliennes. Il s'agit de *Rattus rattus* qui a été capturé en abondance dans les milieux fortement anthropisés de la région de Ouagadougou, de *Myomys daltoni* qui a été capturé dans la région de Nazinga et de Banfora, et de *Tatera gambiana* qui a été capturé dans la région de Banfora. Leur distribution s'étend plus largement dans les régions plus humides (Gautun, 1981), où elles peuvent alors constituer une menace pour diverses formations végétales.

METHODES, LIEUX, ET PERIODES DES CAPTURES.

Les travaux de terrain ont été effectués en majeure partie dans la région sahélienne du Burkina Faso (Mare d'Oursi : $14^{\circ}\text{N}-0^{\circ}\text{W}$). Les études expérimentales ont été conduites au laboratoire de Mammalogie du centre ORSTOM de Ouagadougou ; les dosages radio-immunologiques ont été réalisés au laboratoire de Neurobiologie Endocrinologique de l'Université de Montpellier-II (URA-1197 du CNRS).

Les Rongeurs ont été capturés au moyen de pièges Chauvancy (licence CNRS) appâtés avec des arachides enduites de pâte d'arachide. Les pièges sont quotidiennement vérifiés et ré-

appâtés et les animaux capturés sont placés dans des cages individuelles et alimentés avec une alimentation standard composée de morceaux callibrés de concombres et de biscuits secs.

Les captures, bien que principalement réalisées en région sahélienne (Mare d'Oursi), ont également été effectuées au sud (Nazinga et Banfora), et au centre (Gonsé et le lieu dit la "petite Suisse") du Burkina Faso; elles recouvrent donc diverses régions climatiques (Guinko, 1984) du pays (**Figure 1**). Au sud et au centre du pays, les captures n'ont été effectuées que dans des milieux fortement anthropisés, alors qu'en région sahélienne, elles ont été conduites dans divers milieux écologiques pouvant être caractérisés par différents critères :

- (1) la taille et le degré d'hétérogénéité du micro-environnement (organisations superficielles du sol et paysage) permettent de distinguer des milieux *ouverts* où vivent principalement les Gerbillidae, et des milieux *fermés* où vivent les Muridae;
- (2) l'altitude permet de distinguer des zones dépressionnaires humides où converge le ruissellement, et des milieux élevés plus arides;
- (3) la nature, la texture et les variations saisonnières de la "*creusabilité*" du sol permettent de distinguer des sols propices au creusage par vibration (technique de type Muridae) ou par pelletage mécanique (technique de type Gerbillidae);
- (4) la position saisonnière des phases du cycle phénologique de la strate herbacée annuelle, et les variations saisonnières de la teneur en eau des écorces de la strate ligneuse, permettent de distinguer, en relation avec les régimes alimentaires des Rongeurs, des milieux aux ressources *précoces* ou *tardives*;
- (5) le degré d'anthropisation permet de distinguer des *habitations*, des *cultures* saisonnières et de contre-saison et des milieux *naturels* aux ressources plus spécialisées (plantes, insectes ou graines).

Considérant ces différents critères en fonction des caractéristiques étho- éco-physiologiques des Rongeurs sahéliens, il est possible de distinguer (Sicard, 1992) trois catégories de milieux sahéliens (**Figure 2**). Dans les **milieux stables** (villages, campement, et cultures de contre-saison), les Rongeurs disposent de ressources trophiques importantes et permanentes. Dans les **milieux fluctuants humides** (cultures encloses de mil et de sorgho, bas-fonds), les Rongeurs disposent de ressources trophiques assez importantes mais fortement

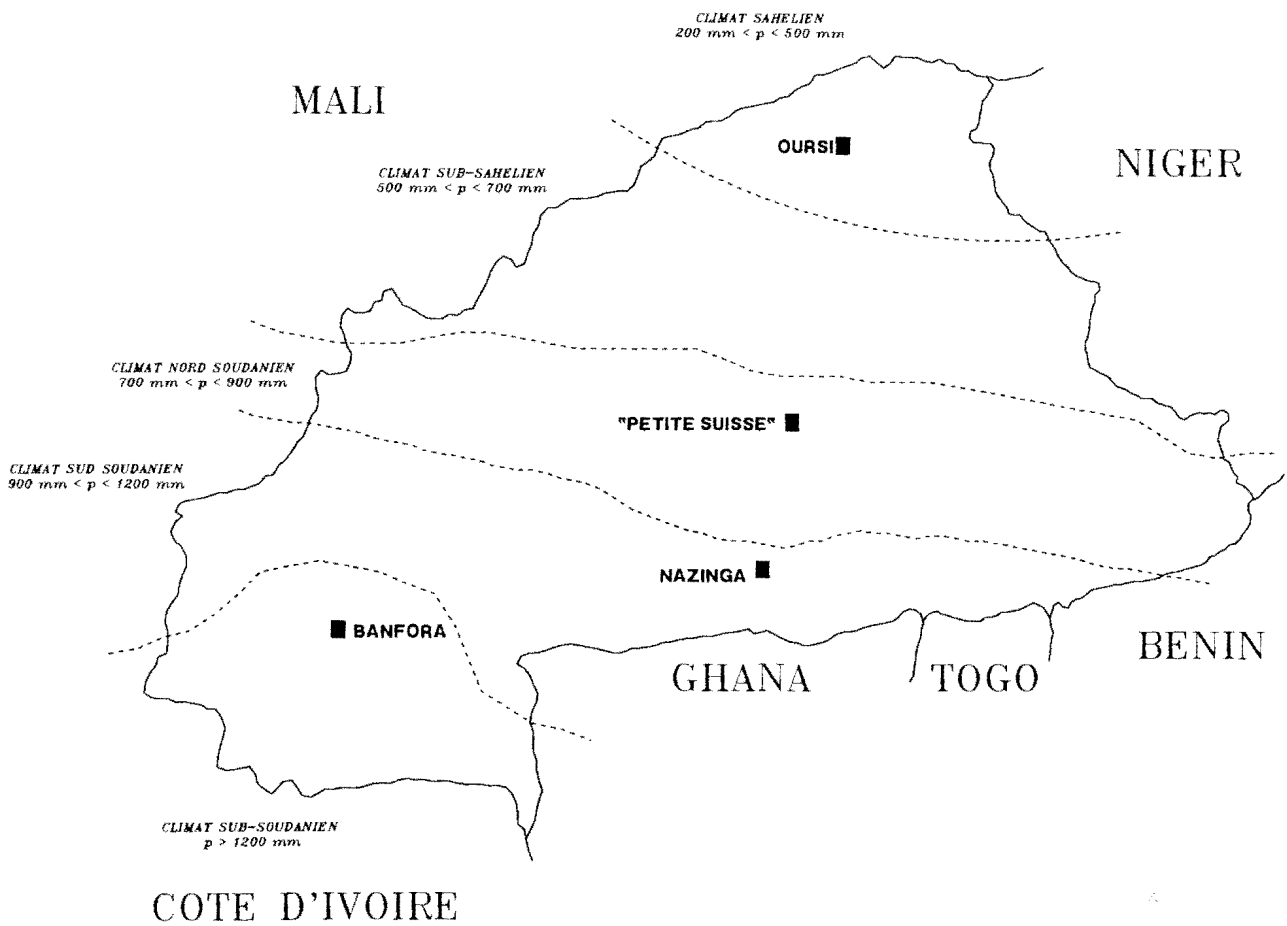


Figure 1: Lieux de capture des Rongeurs

Les lieux de capture se répartissent dans les principales zones climatiques du Burkina Faso (limites des isohyètes selon Guinko, 1984)

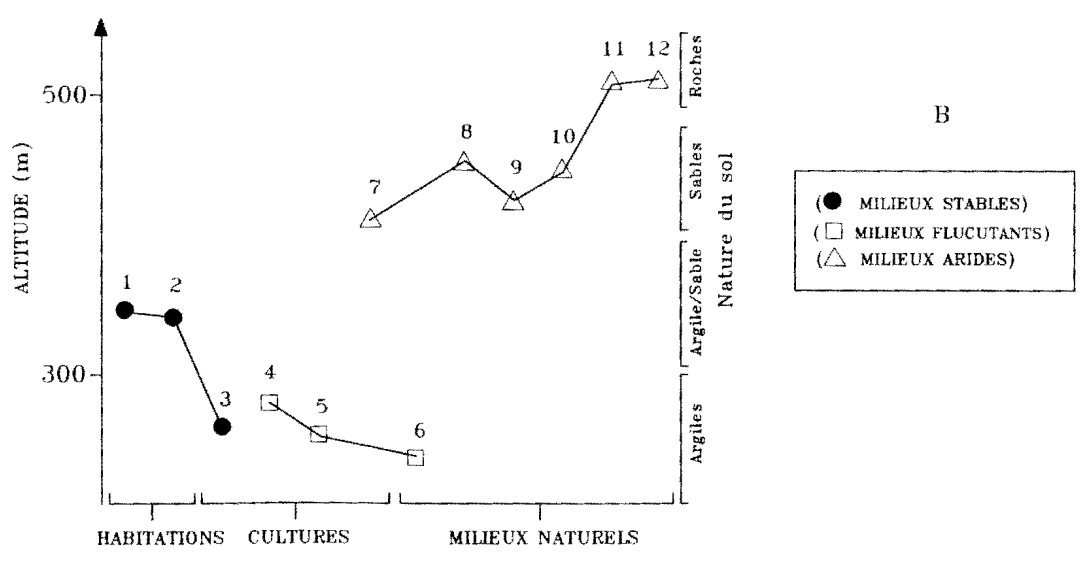
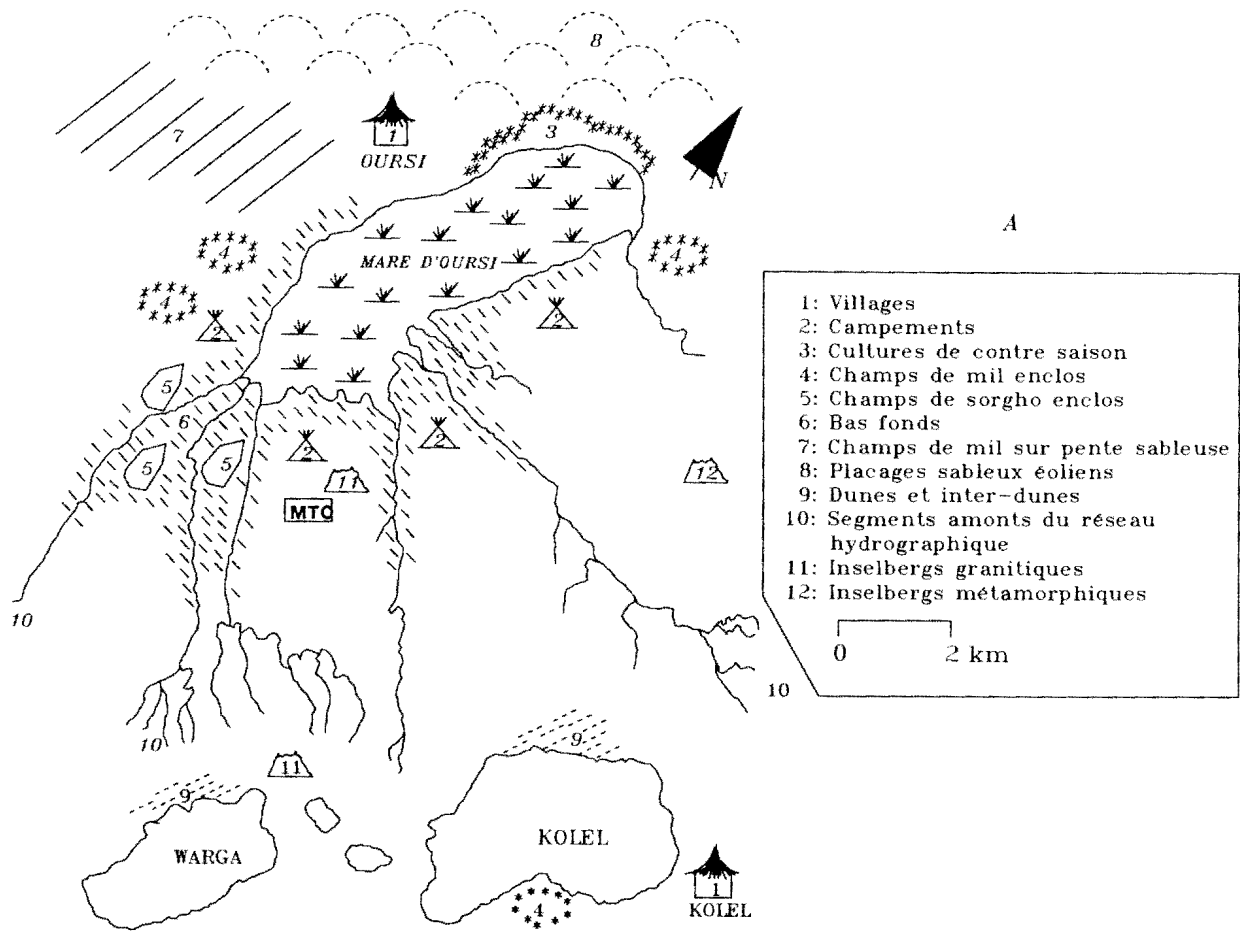


Figure 2: Les trois types de milieux sahétiens étudiés. Malgré la diversité des sites de capture dans la région de la Mare d'Oursi (A), les milieux peuvent être classés en fonction de la variabilité des ressources disponibles pour les rongeurs (B) (illustration d'après Sicard, 1987, 1992).

saisonniers. Dans les **milieux fluctuants arides** (placages sableux éoliens, dunes, segments amonts du réseau hydrographique, inselbergs rocheux), les Rongeurs disposent de ressources trophiques rares, spécialisées et fortement saisonnières (Figure 2).

Au sud et au centre du pays, les piégeages ont été réalisés ponctuellement en fin de saison pluvieuse, alors que dans la région d'Oursi, ils ont été réalisés au cours des diverses saisons du climat sahélien.

TECHNIQUE DES FROTTIS VAGINAUX

Réalisation pratique des frottis vaginaux

La technique utilisée dérive de celle de Long et Evans (1922), dont les détails d'application ont été donnés par Kyélem (1989). Rappelons que l'animal est maintenu en décubitus dorsal dans la main gauche, la queue coincée entre l'auriculaire et l'annulaire afin de dégager l'orifice vaginal. L'embout d'une seringue fine est introduit délicatement dans la région du cervix afin d'injecter et de reprendre une petite quantité de serum physiologique (NaCl 9/1000). Quelques gouttes de ce prélèvement sont projetées sur une lame numérotée qui sera séchée à température ambiante (Jemiolio, 1983), puis placée pendant 5 mn (Barfield et Beeman, 1968) dans une solution de bleu de méthylène (1g de bleu de méthylène + 2 g d'acide phénique cristallisé + 10 ml d'alcool à 95° complétés à 1 litre avec de l'eau distillée), et enfin rapidement lavée à l'eau courante. Après séchage sur papier Joseph, la lame est observée en microscopie optique en quinze endroits. Dans chacune de ces zones, les cellules épithéliales (CE), les cellules kératinisées (CK) et les leucocytes polynucléaires (PN) sont dénombrés au grossissement 400. Précisons que les érythrocytes, les monocytes et les cellules vacuolaires, très rares, n'ont pu être pris en compte dans notre analyse quantitative. Les 15 observations faites sur la lame permettent de calculer les proportions moyennes de CK, CE et PN, lesquelles sont saisies sur un fichier informatique. En appliquant quotidiennement cette technique de

prélèvement, il est possible de suivre, au moyen d'une représentation graphique, l'évolution quotidienne des pourcentages de CK, de CE et de PN chez une femelle donnée.

Estimation des durées du cycle œstrien et de l'œstrus

La technique des frottis vaginaux a été appliquée chez 5 espèces de Muridae (23 *A. niloticus*, 30 *M. erythroleucus*, 35 *Acomys sp.*, 4 *R. rattus* et 7 *M. daltoni*), 3 espèces de Gerbillidae (19 *T. gracilis*, 9 *T. gambiana* et 13 *G. nigeriae*), ainsi que chez 5 Souris blanches, fournies par le CRTA, considérées comme des femelles de référence. Après quatre semaines d'élevage en cages individuelles dans une salle isolée, sous un éclairage 12L-12D, ces jeunes femelles (vagin non perforé ou fermé par un mucus solidifié) ont atteint leur maturité sexuelle et les frottis vaginaux ont été prélevés quotidiennement pendant 15 à 45 jours. L'évolution des proportions des types cellulaires de la lumière vaginale a été comparés chez les Rongeurs sauvages et chez les Souris blanches de référence.

Chez les 5 Souris blanches, les cellules épithéliales (CE), les cellules épithéliales kératinisées (CK) et les leucocytes polynucléaires (PN) présentent une évolution cyclique telle qu'une simple analyse qualitative permet de caractériser les différentes phases du cycle œstrien.

Chez les 140 Rongeurs sauvages étudiés, l'analyse qualitative ne permet pas une discrimination des 4 phases du cycle œstrien, d'abord parce que les CE sont peu abondantes et à cycle apparent irrégulier et ensuite parce que les extrema des PN et des CK présentent des niveaux très variables. Par conséquent, nous avons défini une analyse quantitative permettant de distinguer des phases de forte kératinisation et des phases de faible kératinisation grâce à des seuils de kératinisation pouvant varier d'un cycle à l'autre. L'analyse de l'ensemble des frottis vaginaux réalisés montre que tous les cycles de CK peuvent être mis en évidence par 5 seuils de kératinisation (5%, 15%, 30%, 50% et 70%) (Figure 3). Cette figure, qui présente les pourcentages des cycles dénombrés en fonction des 5 seuils de kératinisation, montre l'existence de quelques différences inter-spécifiques : ainsi, chez *R. rattus*, *M. daltoni*, *G. nigeriae*, *T. gracilis*, *A. niloticus* et *Acomys sp.*, le seuil de 70% permet de mettre en évidence entre 50% et 80% des périodes de forte kératinisation; alors que chez *T. gambiana* et

12

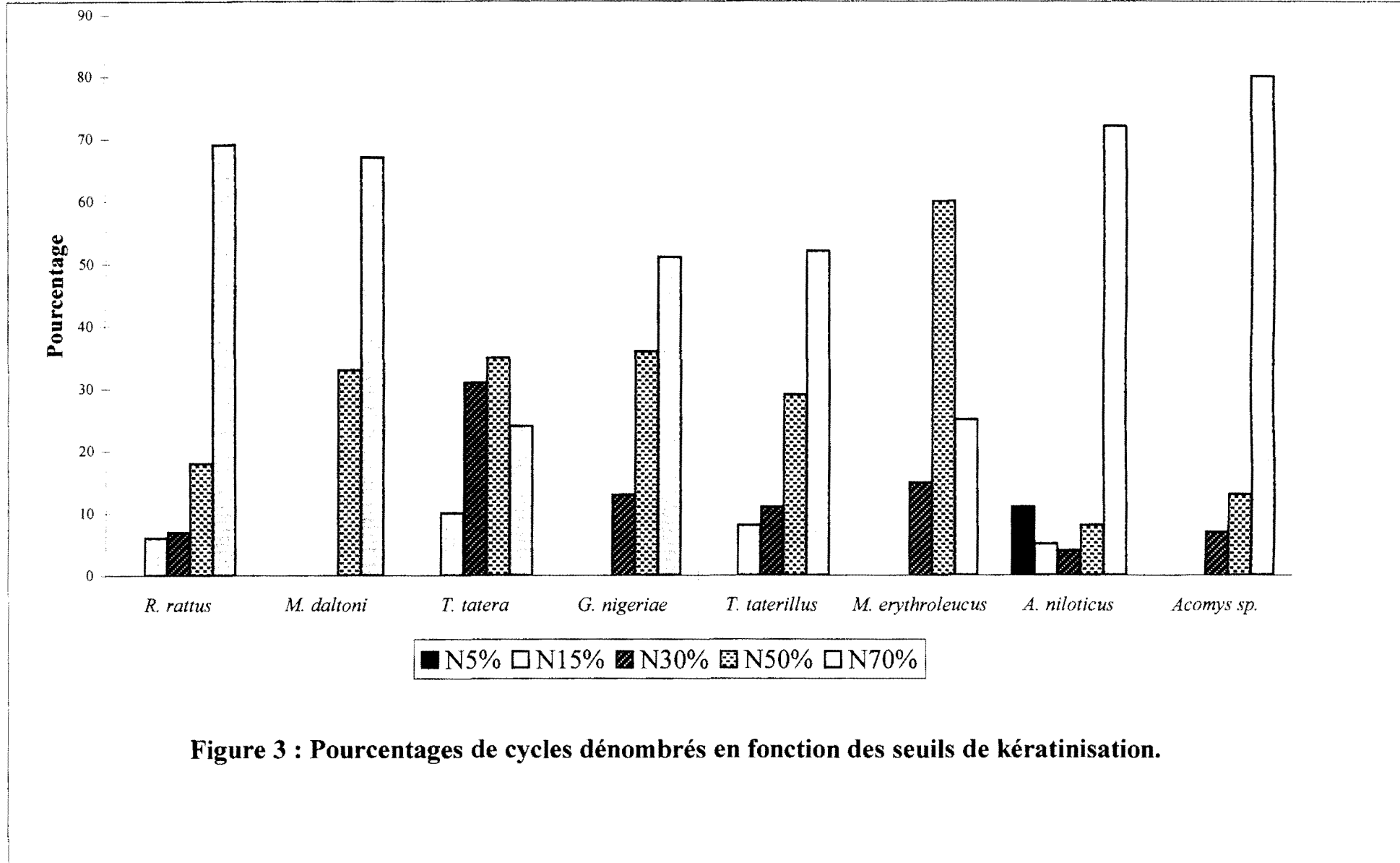


Figure 3 : Pourcentages de cycles dénombrés en fonction des seuils de kératinisation.

M. erythroleucus, le seuil de 50% permet de mettre en évidence entre 35% et 60% des périodes de forte kératinisation.

Nous retiendrons que 5 seuils de kératinisation (S^5 , S^{15} , S^{30} , S^{50} et S^{70}) nous permettent d'estimer rationnellement la durée des périodes de forte kératinisation en choisissant, pour chaque cycle, le seuil le plus élevé possible. A titre d'exemple, la **figure 4** rassemble les divers cas de figure rencontrés au cours des 45 jours de cette expérience. Dix pics de kératinisation ont été distingués (P^1 à P^{10}). La moyenne des intervalles entre deux pics successifs (DP^i) de P^2 à P^{10} (P^1 ne peut être considéré car P^0 pourrait être plus élevé) permet une estimation directe de la durée du cycle œstrien (**Formule I**). Les périodes de forte kératinisation successive (FK^{30} , FK^5 , FK^{15} , FK^{50} , FK^{70} , FK^{70} , FK^{70} , FK^{70} , FK^{50}) sont déterminées à partir des seuils les plus élevés possibles (S^{30} , S^5 , S^{15} , S^{50} , S^{70} , S^{70} , S^{70} , S^{70} , S^{50}), ceci afin d'estimer le plus étroitement possible la durée de ces périodes pour une meilleure estimation de la durée de l'œstrus (**Formule II**).

Formule I : DCE = Moyenne (DP^i)

Formule II : DE = moyenne ($FK^{\max Si}$)

Variations saisonnières de DCE et DE

La technique des frottis vaginaux a été appliquée quotidiennement chez des femelles, adultes capturées dans la région de la Mare d'Oursi. Les frottis ont été réalisés au "campement" établi au cœur de la zone des piègeages. Les captures sont effectuées chaque jour pendant les 10 jours de chaque session de piègeage et ces sessions de piègeage ont été effectuées au cours des trois saisons du climat sahélien.

Les effectifs des animaux prélevés, qui varient selon les rendements de piègeage et la proportion des femelles adultes capturées, ont été suffisants pour nous permettre de mettre en évidence les variations saisonnières de DCE et de DE chez trois espèces de Muridae (*Acomys* sp., *M. erythroleucus* et *A. niloticus*) et deux espèces de Gerbillidae (*T. gracilis* et *G. nigeriae*).

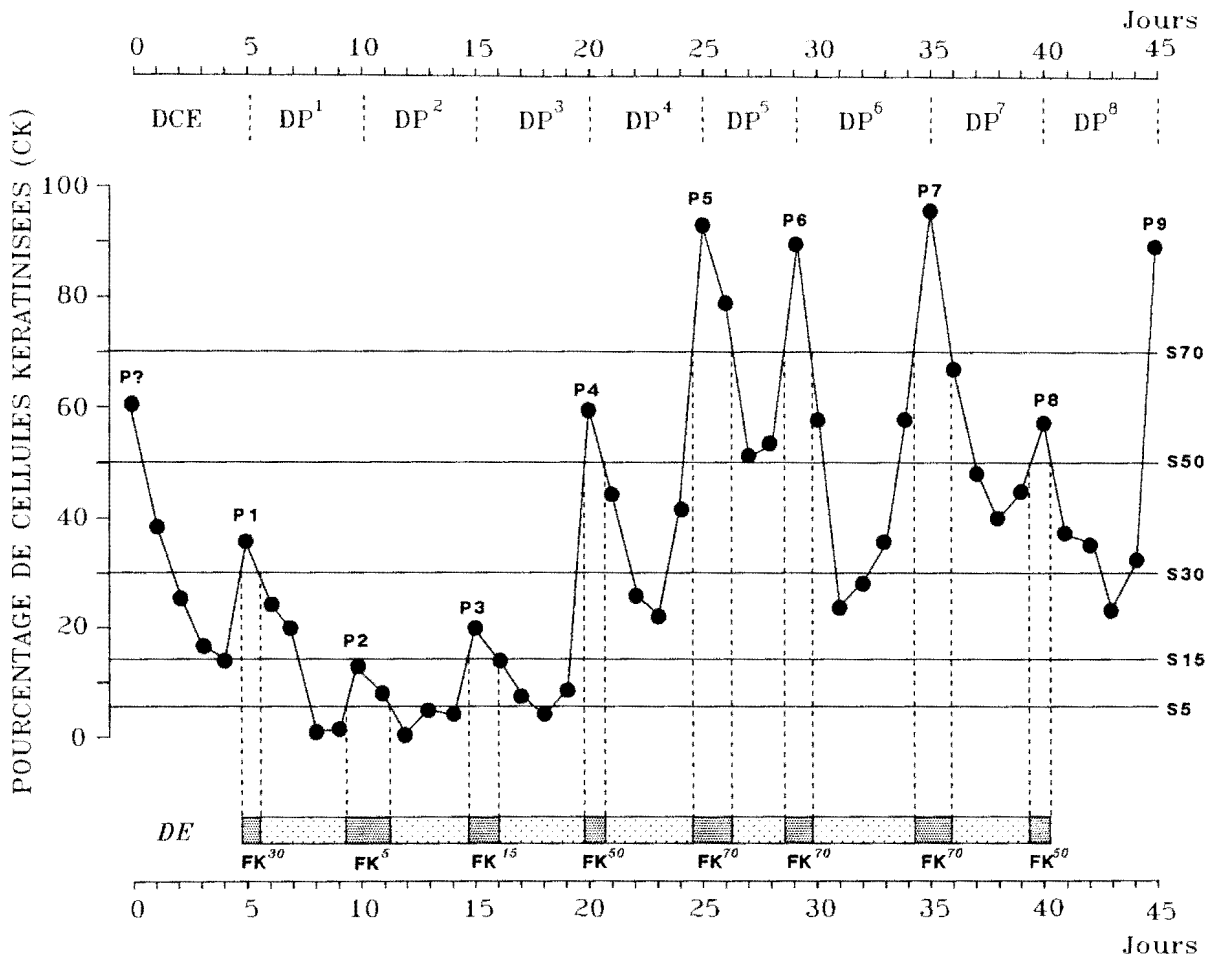


Figure 4: Exemple de calcul de la durée du cycle oestrien (DCE) et de la durée de l'oestrus (DE) chez les rongeurs sahéliens étudiés.

Les paramètres DCE et DE sont calculés à partir des durées écoulées entre les maximums successifs de kératinisation (DPi) et des durées des périodes de forte kératinisation (FKi), mesurées pour des seuils maximums (Max Si).

$DCE = \text{moyenne}(DP^j)$ $DE = \text{moyenne}(FK^{\text{MAX } Si})$

Variations expérimentales de DCE et de DE

Des femelles adultes de *M. erythroleucus* (n = 40), de *Acomys sp.* (n = 40), et de *A. niloticus* (n = 40) ramenées du terrain ont été distribuées équitablement dans deux types de cages, elles-mêmes réparties dans quatre types de salles aménagées pour cette expérience (n = 30 par salle) (**Figure 5**). Les deux types de cages utilisées contiennent une litière formée de sciure de bois sec. Des quantités standard de biscuits secs sont quotidiennement distribuées dans ces deux types de cage. Les conditions "sèches" sont obtenues dans les cages en distribuant une alimentation rationnée en concombres dans les cages classiques à fermeture ajourée dans lesquelles l'humidité relative (HR) est très faible (HR1=20%). Les conditions "humides" sont obtenues en distribuant une alimentation riche en concombres dans des cages à double enceinte (Petter *et al.*, 1964), dans lesquelles l'humidité relative est beaucoup plus élevée (HR2=70% dans la première enceinte, HR3=90% dans la seconde) (figure 5A). Le rationnement en concombres est effectué au moyen d'un gabarit étalonné en fonction du rapport volume-poids des tranches de concombres. Notons que la teneur en eau de ces derniers, mesurée par dessiccation jusqu'à l'obtention d'un poids constant, est de 95%. Les quatre salles expérimentales sont équipées d'un thermographe qui permet de vérifier que la température ambiante est significativement moins importante dans les salles (CL1 et CL2) équipées de climatiseurs que dans les salles (NCL1 et NCL2) non climatisées ($20^{\circ}\text{C} < T1 < 25^{\circ}\text{C}$ vs $31^{\circ}\text{C} < T2 < 37^{\circ}\text{C}$; $p=0,001$) (figure 5B). Le fonctionnement des climatiseurs se fait par cycles de 30 mn toutes les 45 mn. Les quatre salles expérimentales sont également équipées d'horloges programmables qui régulent un éclairage 11L-13D dans les salles CL1 et NCL1, et un éclairage de 12³⁰L-11³⁰D dans les salles CL2 et NCL2. Ces éclairagements correspondent physiquement (compte tenu des variations annuelles de la durée de la photopériode à la latitude de capture des animaux), et physiologiquement, à des conditions respectives dites "Jours courts" et "Jours longs" (Sicard *et al.*, 1988) (figure 5C). En résumé, les femelles de chacune des trois espèces étudiées sont réparties en huit groupes expérimentaux (CHC, CHF, CSC, CSF, LHC, LHF, LSC, LSF) qui correspondent aux huit combinaisons

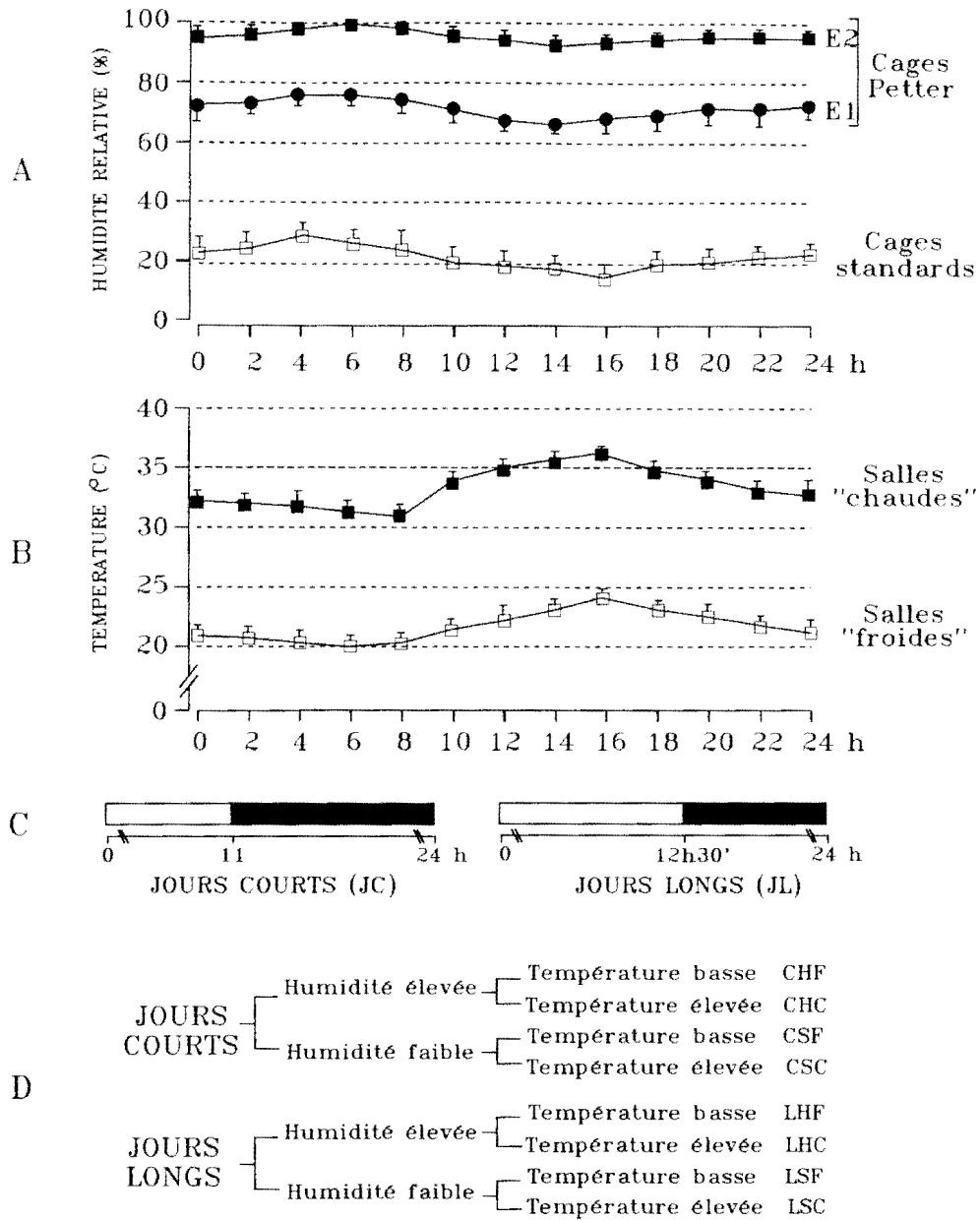


Figure 5: Conditions d'élevage des rongeurs dans les 8 groupes expérimentaux. Variations journalières de l'humidité relative dans les cages "Petter" et dans les cages standard (A). Variations quotidiennes de la température dans les salles climatisées ou non (B). Présentation des conditions d'éclairage artificiel (C). Désignation des groupes expérimentaux en associant les diverses conditions d'éclairage, de température, et d'humidité (D).

possibles des deux types de conditions hydriques, des deux types de conditions thermiques et des deux types d'éclairage (figure 5D). Il y avait 5 animaux de chaque espèce par groupe.

Après 45 jours d'élevage dans de telles conditions, des frottis vaginaux sont quotidiennement prélevés entre 9 heures et 15 heures chez chacune des femelles, et ce, pendant plus de 15 jours, afin de déterminer les effets combinés de l'éclairage, de l'humidité, et de la température sur DCE et DE chez ces trois Muridae sahéliens. Les horaires des frottis respectent la photopériode choisie et le temps nécessaire au traitement de toutes les femelles (alimentation et prélèvement).

DOSAGE RADIO-IMMUNOLOGIQUE DE LA PROGESTERONE ET DE L'ŒSTRADIOL CHEZ LES RONGEURS SAHELIENS

Des ponctions sous-orbitaires, quotidiennement réalisées entre 9 heures et 12 heures, ont été effectuées au moyen de micro-tubes héparinés chez 3 *A. niloticus*, 2 *M. erythroleucus*, 2 *Acomys sp.*, 1 *G. nigeriae*, 1 *T. gambiana* et 1 *T. gracilis*, placées dans des conditions standard d'élevage et subissant un frottis vaginal quotidien. Le sang ainsi recueilli est centrifugé pendant 5 mn à 2400 t/mn et le plasma obtenu est conservé au congélateur en attendant le dosage radio-immunologique de l'œstradiol et de la progestérone.

Le principe de ce dosage repose sur le déplacement par l'hormone à doser (hormone froide) de l'équilibre existant entre un anticorps spécifique et une quantité connue de cette même hormone marquée au tritium (hormone chaude). La mesure de ce déplacement est évaluée au moyen d'une gamme qui permet d'étalonner le déplacement de l'équilibre par des quantités connues et croissantes d'hormone froide. Les étapes du dosage sont développées ci-après (**Figure 6**).

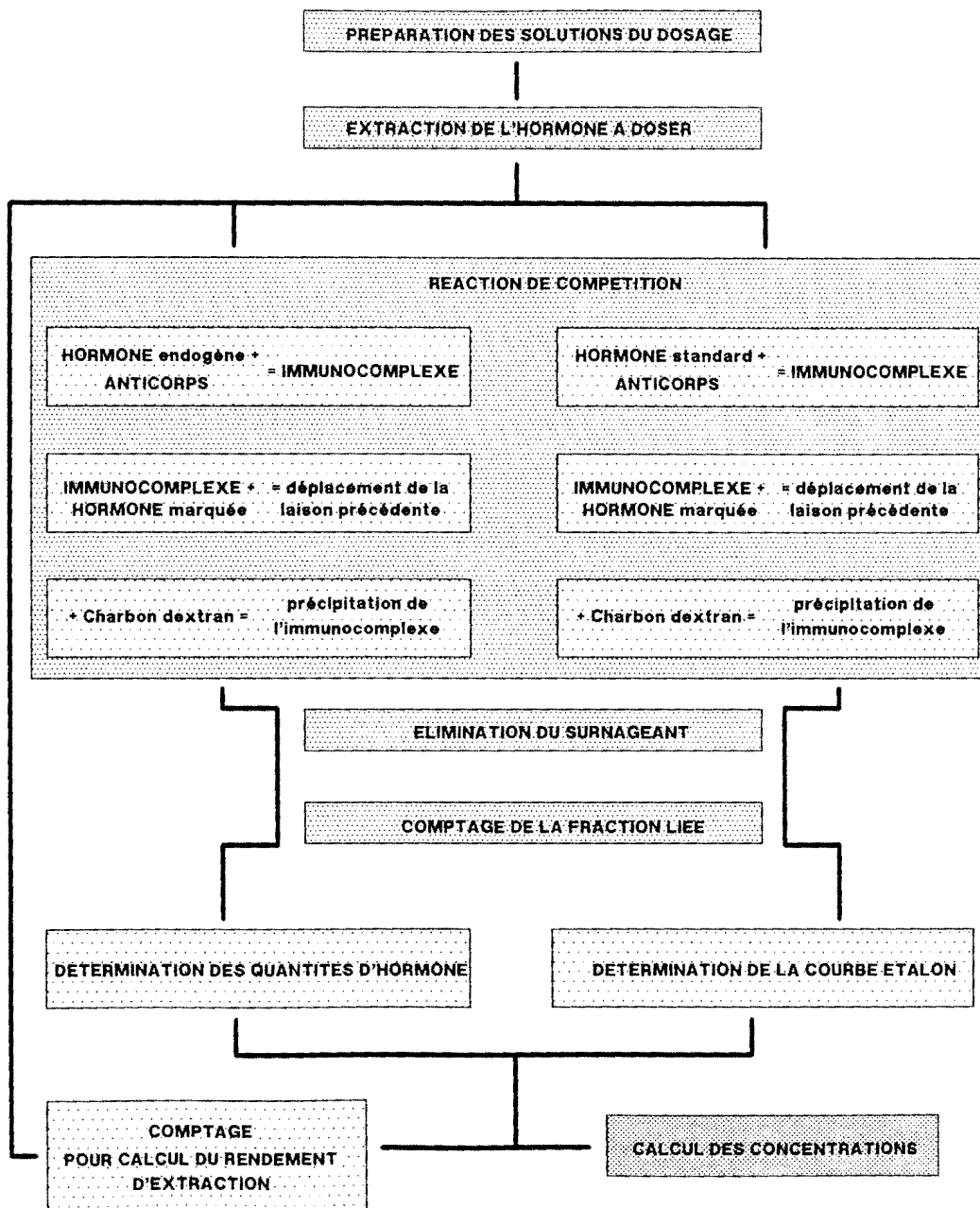


Figure 6: Etape d'un dosage radioimmunologique.
 Le détail de chacune de ces étapes est précisé dans le texte.

Préparation des échantillons et des solutions de dosage

Les échantillons plasmatiques sont décongelés et centrifugés (2500 t/mn) pendant 3 minutes. On prépare alors :

- 350 ml de solution tampon (PBS-BSA : pH 7,4) à conserver à 4°C en chambre froide;
- les solutions de progestérone et d'œstradiol marquées (respectivement $^3\text{H-P}$ et $^3\text{H-E}$) à conserver 3 jours au plus à 4°C en chambre froide;
- 8 ml d'une solution ($^{\text{rendement}}\text{P}$) utilisée pour calculer le rendement d'extraction de la progestérone (dilution de 1 ml de la solution $^3\text{H-P}$ dans 7 ml de solution tampon);
- la solution de charbon dextran (dilution du charbon et de dextran T70 lyophilisé dans la solution tampon) à conserver sous agitation magnétique à 4°C en chambre froide;
- les solutions de molécules liantes, par dilution des sérums anticorps ($^{\text{anti}}\text{P}$ et $^{\text{anti}}\text{E}$) de lapin, lesquelles peuvent être conservées 3 jours à 4°C ou un mois à -20°C;
- les solutions mères étalons progestérone et œstradiol par dilution de 800 ng d'hormone dans 1 ml d'éthanol.

En ajoutant à 0,1 ml de ces solutions mères 7,9 ml de solution tampon pour la progestérone (9,9 ml pour l'œstradiol), on obtient une solution à 1000 pg/0,1 ml de progestérone (800 pg/0,1 ml d'œstradiol); par dilutions successives volume à volume de ces deux solutions dans la solution tampon, on obtient deux séries de solutions étalons :

Série étalons progestérone :

<u>N°Série</u>	<u>Nombre de pg/0,1ml</u>
Ep1	500
Ep2	250
Ep3	125
Ep4	62,5
Ep5	31,25
Ep6	15,6

Série étalons œstradiol :

<u>N°Série</u>	<u>Nombre de pg/0,1ml</u>
Ee ₁	200
Ee ₂	100
Ee ₃	50
Ee ₄	25
Ee ₅	12,5
Ee ₆	6,25

Extraction de la progestérone et de l'œstradiol.

On numérote autant de tubes coniques bouchés (émeris) qu'il y a d'échantillons à doser et on ajoute un tube pour le "blanc d'extraction". Dans chaque tube numéroté, on dépose au moyen d'une seringue graduée, un volume maximal de plasma (compris entre 90 à 110 microlitres), et on ajoute 0,1 ml de solution ^{rendement}P. Dans le tube "blanc d'extraction", on ajoute 0,1ml d'eau distillée et 0,1ml de solution ^{rendement}P. Enfin, on ajoute 5 ml d'éther dans tous les tubes au moyen d'un distributeur manuel.

Les tubes coniques sont agités au vortex pendant 2 minutes et placés en congélation à -40°C; la phase *éthérée* est alors transvasée dans un tube droit en verre de 15 ml. Ces tubes sont placés dans un bain marie 37°C et évaporés sous un courant d'azote. Les extraits secs déposés sur les parois de ces tubes peuvent être alors conservés jusqu'au lendemain, les tubes étant placés à 4°C en chambre froide.

Les extraits secs déposés sur les parois des tubes de 15 ml sont repris par addition de 0,5 ml de solution tampon. Les tubes sont passés au vortex pendant 3 minutes, placés pendant 10 minutes à 60°C (pour faciliter la dilution de la progestérone et de l'œstradiol), puis à nouveau agités au vortex pendant 3 minutes. Les tubes sont ensuite recouverts d'un parafilm jusqu'à ce qu'ils soient en équilibre avec la température ambiante.

Calcul du rendement d'extraction .

Le rendement d'extraction de la progestérone doit être estimé sur chacun des échantillons dosés. Pour cela, on annote 3 tubes à hémolyse de 5 ml "activité totale" (AT), et un tube "blanc d'extraction" (BL), et on numérote autant de tubes à hémolyse de 5 ml que d'échantillons. On dépose 0,1 ml de solution ^{rendement}P dans les tubes AT et 0,1 ml des solutions de reprise des extraits secs correspondantes dans le tube BL et dans les tubes numérotés. On rajoute dans tous ces tubes, 0,4 ml de solution tampon et 5 ml de liquide scintillant (Lumagel). La radioactivité de tous les tubes est alors comptée au moyen d'un compteur *beta* (Intertechnique).

Le coefficient de rendement d'extraction (R) est alors donné par la relation :

$$R = EC_{ipm} \text{ (ou } BL_{ipm}) / AT_{ipm} * t$$

où EC_{ipm} représente le nombre d'ipm comptés pour chaque échantillon et pour le blanc d'extraction, diminué du bruit de fond du compteur, AT_{ipm} représente la moyenne du nombre d'ipm comptés pour l'activité totale, diminuée du bruit de fond du compteur et où t représente le rapport entre le volume d'extrait sec reconstitué et le volume de l'aliquot utilisé pour calculer le rendement (respectivement 0,5 et 0,1 ml dans le cas présent).

Le calcul du coefficient de rendement d'extraction de l'œstradiol se fait selon un protocole comparable à celui de la progestérone, sur un volume de 1 ml de plasma . Le coefficient de rendement obtenu est de 0,887.

Réaction de compétition

Pour les dosages de la progestérone et de l'œstradiol, on utilise des tubes à hémolyse de 5ml que l'on annote de la façon suivante :

- un tube activité totale pour la progestérone et un autre pour l'œstradiol;
- un tube activité non spécifique pour la progestérone et un autre pour l'œstradiol;
- sept tubes pour les gammes progestérone (G_0 , $G_{15,6}$, $G_{31,2}$, $G_{62,5}$, G_{125} , G_{250} , G_{500}) et œstradiol (G_0 , $G_{6,25}$, $G_{12,5}$, G_{25} , G_{50} , G_{100} , G_{200});

- deux tubes pour les blancs pour chaque stéroïde portant les numéros 1 et 2;
- deux séries contenant autant de tubes qu'il y a d'échantillons à doser et qui sont annotés P_1 à P_n (progestérone), et E_1 à E_n (œstradiol). Les tubes "blanc progestérone" n°1 et n°2 sont respectivement placés au début et à la fin de série des tubes d'échantillons. Il en est de même des tubes "blanc œstradiol".

L'ordre d'addition et les volumes des réactifs ajoutés dans les tubes des séries progestérone et œstradiol sont précisés dans les tableaux I et II. Après pipetage des solutions tampons, des solutions étalons (progestérone et œstradiol), des reprises des extraits secs, des solutions de molécules liantes (^{anti}P et ^{anti}E) et des solutions d'hormones marquées (^3H-P et ^3H-E), les tubes sont agités au vortex pendant 3 minutes et placés en incubation dans un bain d'eau glacé à 4°C pendant une nuit en chambre froide. Pendant cette période d'incubation, les quantités d'hormones standard (contenues dans les tubes des gammes étalons), de même que les quantités d'hormones à doser (contenues dans les deux séries de tubes), sont en compétition avec la quantité constante d'hormone marquée (^3H-P et ^3H-E) contenue dans chacun de ces tubes, vis-à-vis des sites de liaison de la molécule liante (^{anti}P et ^{anti}E). Cette réaction de compétition est interrompue par rajout rapide (**moins de 2 minutes** entre le premier et le dernier tube) de 0,5 ml de charbon dextran au moyen d'une pipette à distribution répétitive. Durant cette opération délicate, la solution de charbon dextran est maintenue en chambre froide sous agitation magnétique.

Comptage de la radioactivité de la fraction liée

Le charbon dextran bloque la réaction de compétition en adsorbant la fraction libre d'hormone froide ou marquée. La centrifugation des tubes, pendant 10 minutes à 4°C et 2500 t/mn, permet une séparation de cette fraction libre (qui précipite au fond des tubes), et de la fraction liée (anti hormone liée à l'hormone froide et à l'hormone marquée) contenue dans le surnageant. On prélève 0,5 ml de surnageant que l'on place dans une fiole de comptage dans laquelle on rajoute 5 ml de liquide scintillant (Lumagel). Ces fioles sont alors placées dans un compteur *béta* après 30 minutes nécessaires à l'équilibration thermique.

Ajustements linéaires des gammes

Les moyennes des comptages obtenues pour les deux échantillons de chacun des points de la gamme sont calculées ($B = DPM_G$), puis exprimés en pourcentage de la moyenne des comptages obtenue pour les deux échantillons G_0 ($B_0 = DPM_{G_0}$). Diverses tentatives de linéarisation des quantités $B/B_0\%$ sont alors effectuées.

Il ressort de cette analyse que l'ajustement en Logit log est préférable (coefficients de corrélation très élevés) ; par conséquent, nous avons linéarisé les gammes progestérone et œstradiol en $\text{Logit}(B/B_0\%)$ en fonction de $\text{Ln}(pg)$ (**Figure 7 et 8**).

Gamme Progestérone :

1) Ajustement linéaire du type $Y^{B/B_0\%} = f(X^{pg})$:

$$Y = -0,157 + 0,029 X + 88,58 \pm 12,65 ; (r = 0,856)$$

2) Ajustement linéaire du type $Y^{\text{Logit}(B/B_0\%)} = f(X^{\text{Log}(pg)})$:

$$Y = -2,634 + 0,076 X + 5,74 \pm 0,096 ; (r = 0,997)$$

3) Ajustement linéaire du type $Y^{\text{Logit}(B/B_0\%)} = f(X^{\text{Ln}(pg)})$:

$$Y = -1,144 + 0,033 X + 5,74 \pm 0,096 ; (r = 0,997)$$

Gamme Œstradiol :

1) Ajustement linéaire du type $Y^{B/B_0\%} = f(X^{pg})$:

$$Y = -0,394 + 0,082 X + 84,51 \pm 14,57 ; (r = 0,819)$$

2) Ajustement linéaire du type $Y^{\text{Logit}(B/B_0\%)} = f(X^{\text{Log}(pg)})$:

$$Y = -2,766 + 0,095 X + 4,698 \pm 0,152 ; (r = 0,994)$$

3) Ajustement linéaire du type $Y^{\text{Logit}(B/B_0\%)} = f(X^{\text{Ln}(pg)})$:

$$Y = -1,201 + 0,041 X + 4,698 \pm 0,152 ; (r = 0,994).$$

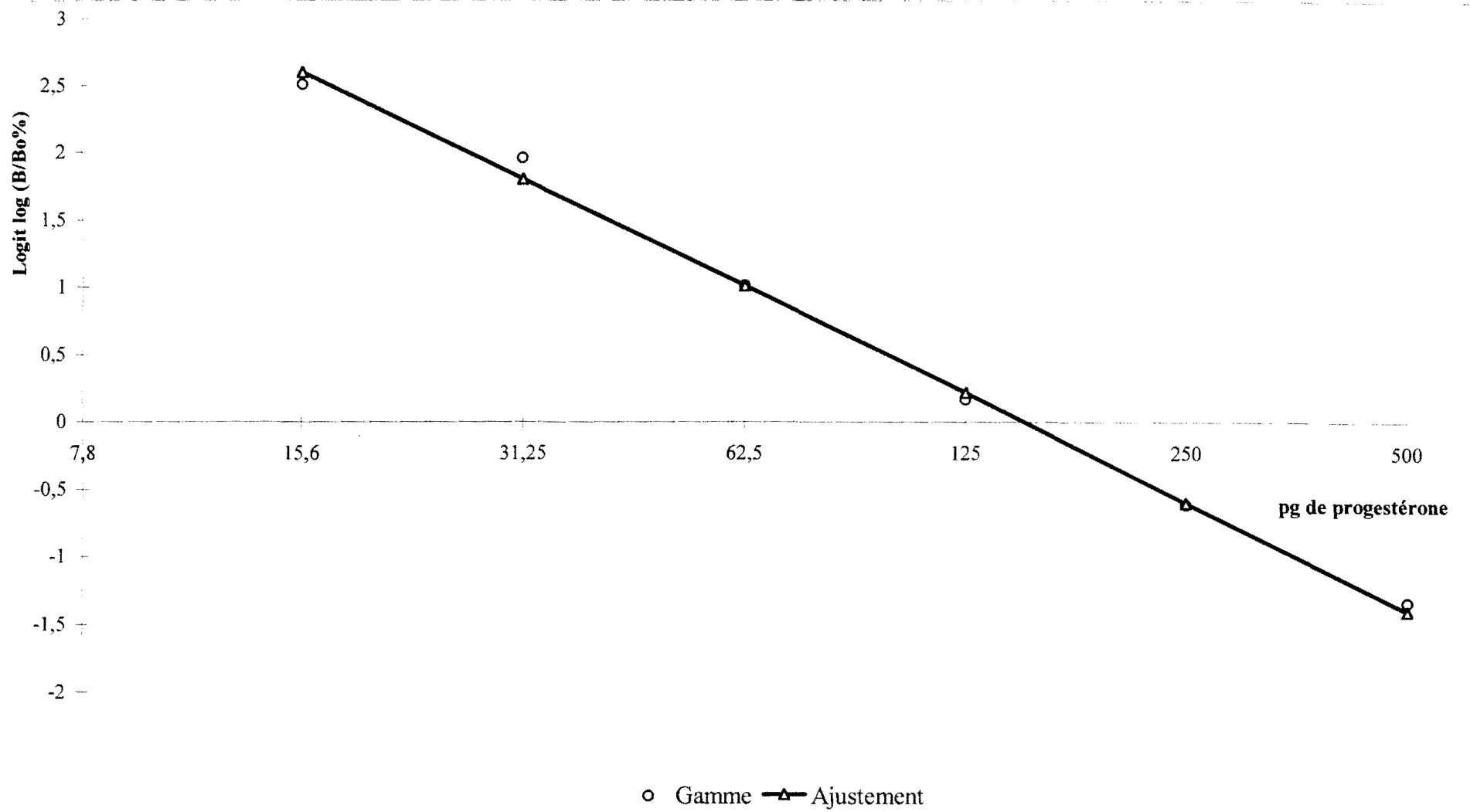


Figure 7 : Gamme de la progestérone

24

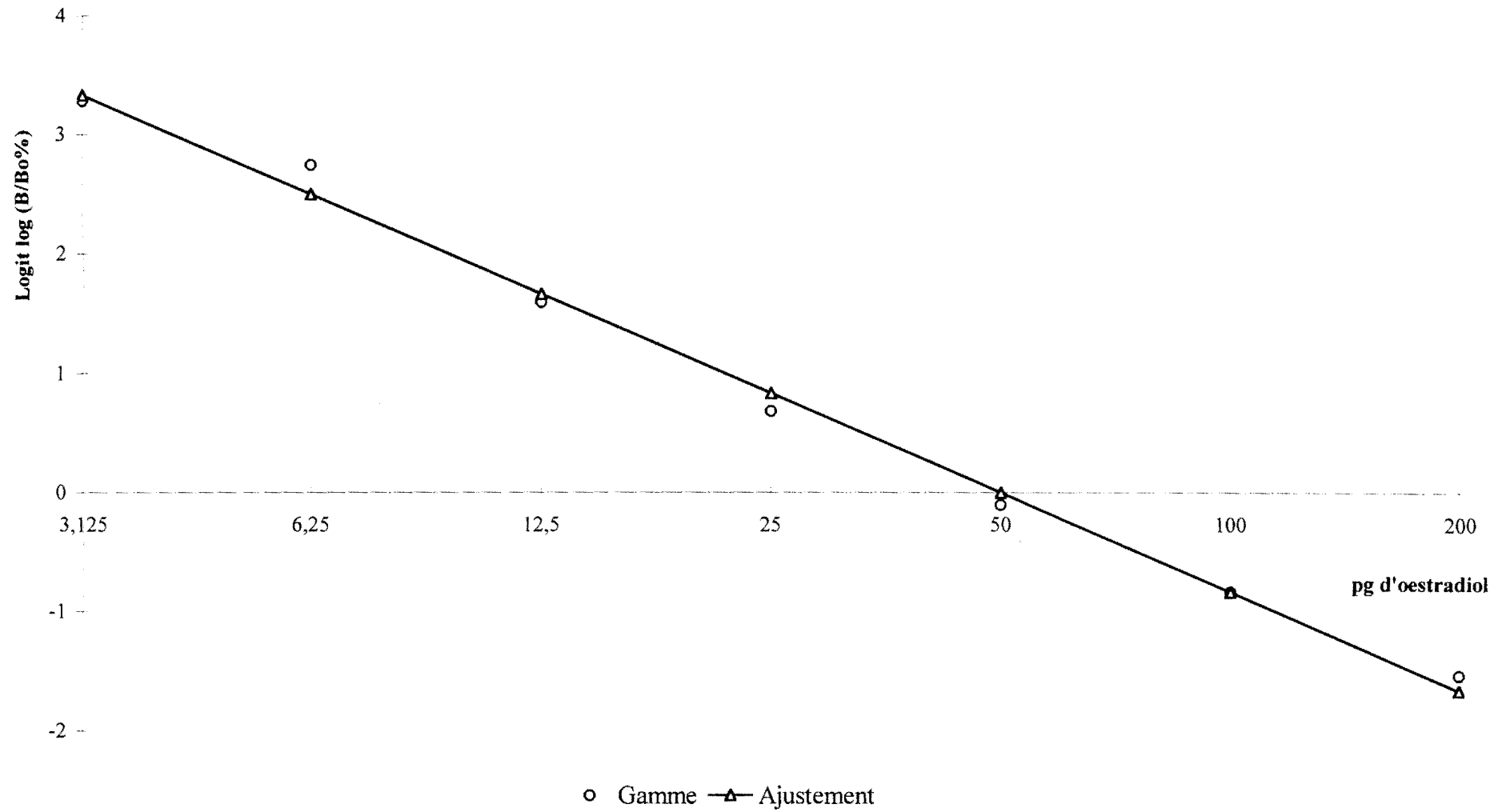


Figure 8 : Gamme de la progestérone

25

Calcul des concentrations

Les équations $X^{\ln(\text{pg})} = (Y^{\text{Logit}(B/B0\%)} - b) / a$ permettent de calculer les quantités, en picogrammes, de progestérone (d^P) et d'œstradiol (d^E) contenues dans chacun des tubes échantillons. Les concentrations en progestérone et en œstradiol sont alors déduites de ces quantités, compte tenu, des coefficients de rendement d'extraction (r^P et r^E), des volumes de plasma dosés (v), et des coefficients liés à la fraction dosée de la reprise des extraits secs (K^P et K^E). Ces concentrations sont exprimées en ng/ml pour la progestérone (formule I) et en pg/ml pour l'œstradiol (formule II).

formule I : $C_{\text{ng/ml}} = (d * K^P) / (v * r^P)$; où $K^P = 10$ et $0,7 < r^P < 0,9$ estimé pour chaque échantillon

formule II : $C_{\text{pg/ml}} = 1000 * (d * K^E) / (v * r^E)$; où $K^E = 2,5$ et $r^E = 0,9$ est estimé globalement, et où le facteur 1000 représente le facteur de conversion des pg/ μ l en pg/ml.

Tableau I : Ordre et quantités des réactifs utilisés pour la réaction de compétition du dosage de la progestérone.

Tubes	ST (ml)	E _P (ml)	Eau (ml)	Pi (ml)	^{anti} P (ml)	³ H-P (ml)	CD (ml)	Total (ml)
T _P	0.7					0.1		0.8
NS _P	0.2					0.1	0.5	0.8
G ₀	0.1				0.1	0.1	0.5	0.8
G _{15,6}		0.1			0.1	0.1	0.5	0.8
G _{31,2}		0.1			0.1	0.1	0.5	0.8
G _{61,5}		0.1			0.1	0.1	0.5	0.8
G ₁₂₅		0.1			0.1	0.1	0.5	0.8
G ₂₅₀		0.1			0.1	0.1	0.5	0.8
G ₅₀₀		0.1			0.1	0.1	0.5	0.8
B1 _P	0.05		0.05		0.1	0.1	0.5	0.8
P ₁				0.1	0.1	0.1	0.5	0.8
...			
P _n				0.1	0.1	0.1	0.5	0.8
B2 _P	0.05		0.05		0.1	0.1	0.5	0.8

ST : solution tampon; E_P : solutions étalons; P_i : échantillons à doser; ^{anti}P : anticorps anti-progestérone; ³H-P : progestérone marquée; CD : solution de charbon dextran; T_P : tube activité totale; NS_P : tube activité non spécifique; G₀...G₂₅₀ : tubes de la gamme; B1 et B2 : tubes de "blanc"; P₁ ... P_n : tubes pour les échantillons à doser.

Tableau II : Ordre et quantités des réactifs utilisés pour la réaction de compétition du dosage de l'œstradiol

Tubes	ST (ml)	E _E (ml)	Eau (ml)	E _i (ml)	^{anti} E (ml)	³ H-E (ml)	CD (ml)	Total (ml)
T _E	0.8					0.1		0.9
NS _E	0.3					0.1	0.5	0.9
G ₀	0.2				0.1	0.1	0.5	0.9
G _{6.25}	0.1	0.1			0.1	0.1	0.5	0.9
G _{12.5}	0.1	0.1			0.1	0.1	0.5	0.9
G ₂₅	0.1	0.1			0.1	0.1	0.5	0.9
G ₀	0.1	0.1			0.1	0.1	0.5	0.9
G ₁₀₀	0.1	0.1			0.1	0.1	0.5	0.9
G ₂₀₀	0.1	0.1			0.1	0.1	0.5	0.9
B1 _E			0.2		0.1	0.1	0.5	0.9
E ₁				0.2	0.1	0.1	0.5	0.9
...			
E _n				0.2	0.1	0.1	0.5	0.9
B2 _E			0.2		0.1	0.1	0.5	0.9

ST : solution tampon; E_E : solutions étalons; E_i : échantillons à doser; ^{anti}E : anticorps anti-œstradiol; ³H-E : œstradiol marqué; CD : solution de charbon dextran; T^E : tube activité totale; NS_E : tube activité non spécifique; G₀...G₂₀₀ : tubes de la gamme; B1 et B2 : tubes de "blanc"; E₁...E_n : tubes pour les échantillons à doser.

TRAITEMENT DES RESULTATS

Les valeurs des caractéristiques temporelles et des comptages radio-immunologiques ont été saisies sur fichier informatique. Les moyennes de ces variables biologiques ont été calculées avec les logiciels QUATTRO PRO[®] et Microsoft EXCEL[®], qui a par ailleurs servi à l'exécution de quelques-unes des figures. La plupart des figures ont été exécutées à l'aide du logiciel FREELANCE[®]. Les traitements statistiques ont été réalisés à l'aide du test *t* de student disponible dans le logiciel STAT[®] de l'ITCF. Le texte a été saisi à l'aide de Microsoft WORD[®].

CHAPITRE I :

ETUDE DU CYCLE ŒSTRIEN

I.1 – INTRODUCTION

Au cours de l'activité sexuelle de la femelle, le tractus génital dans son ensemble connaît des modifications histo-physiologiques (Kayser, 1963; Vaissaire, 1977). Ces modifications se produisent selon un rythme bien défini pour l'espèce et sont connues sous le nom de cycle sexuel ou cycle œstrien; elles durent toute la vie génitale et ne sont interrompues que par la gestation, sauf chez la Chienne (Dérivaux, 1971).

Ces modifications structurales de l'appareil génital dépendent de l'activité fonctionnelle de l'ovaire, elle-même dépendante de l'action hypothalamo-hypophysaire (Dérivaux, 1971). En effet, il existe une "*période critique*" de la maturation de l'hypothalamus pendant laquelle l'absence d'androgènes plasmatiques détermine le caractère cyclique de la sécrétion de FSH-LH-RH chez la femelle (Pfeiffer, 1936; Harris, 1970); d'où la notion de "*sexe*" de l'hypothalamus (Idelman, *op. cit.*). Les relations hypothalamo-hypophysaires sont réalisées par les liberines et les facteurs inhibiteurs sécrétés par les neurones de l'hypothalamus qui contrôlent toutes les sécrétions hormonales adénohypophysaires (Idelman, 1990). La LH-RH déclenche la libération hypophysaire de LH dont le pic sécrétoire provoque l'ovulation. L'élévation du taux des oestrogènes le matin du pro-œstrus est responsable de la réponse hypophysaire (libération de la LH) à l'hypothalamus (Cooper *et al.*, 1973).

C'est chez le Rat et la Souris que, très tôt (Lataste, 1892; Allen, 1922; Long et Evans, 1922), les modifications cytologiques périodiques de la muqueuse vaginale, en rapport avec le cycle œstrien, furent mises en évidence et qu'est née la notion de "*rythme vaginal*" (Lataste, 1893; Vaissaire, 1977). Dès Kayser (1963), il fut montré que ces modifications observables étaient le résultat des variations hormonales qui influencent ces tissus sensibles aux œstrogènes et à la progestérone.

Plus généralement chez les Rongeurs sauvages, les variations morphologiques du cycle sexuel se manifestent également au niveau du vagin par l'apparition de cellules kératinisées pendant la phase d'oestrus et les travaux menés sur les rares espèces sauvages étudiées permettent de considérer qu'il s'agit d'animaux à ovulation périodique dont la phase lutéinique varie selon la présence ou non d'un mâle. Dans le cas d'un coït non fécondant, le corps jaune

pseudogestatif dure deux semaines; le corps jaune gestatif qui se forme à la suite d'un coït fécondant dure 3 semaines (Idelman, 1990). En absence de coït, les frottis vaginaux permettent de mettre en évidence 4 phases au cours d'un cycle œstrien qui dure de 4 à 5 jours : le pro-œstrus, l'œstrus, le metœstrus et le diœstrus.

Si l'on se base sur les résultats obtenus chez les Rongeurs domestiques (Rats et Souris), les modifications histologiques observables par la technique des frottis vaginaux au cours du cycle œstrien sont les suivantes :

- le **pro-œstrus**, phase de maturation folliculaire, est caractérisé par l'abondance des cellules épithéliales;
- l'**œstrus**, phase ovulatoire, est caractérisé par une kératinisation des cellules épithéliales;
- le **metœstrus**, phase de formation du corps jaune est caractérisé la réapparition des cellules épithéliales et par l'apparition des leucocytes polynucléaires;
- le **diœstrus**, phase de régression du corps jaune, est caractérisé par l'abondance des leucocytes polynucléaires et la présence de mucus.

En effet, les types cellulaires de la lumière vaginale des 5 Souris blanches étudiées présentent une évolution cyclique telle qu'une simple analyse qualitative permet de caractériser les différentes phases du cycle œstrien. Le schéma de la **figure 9A** montre que conformément à la description précédente, l'œstrus (**E**) correspond au maximum des cellules kératinisées, le metœstrus (**ME**) correspond à la prédominance et au maximum secondaire des cellules épithéliales non kératinisées, le diœstrus (**DE**) correspond au maximum des leucocytes polynucléaires et le pro-œstrus (**PE**) correspond au maximum primaire des cellules épithéliales non kératinisées.

Chez les espèces sauvages étudiées (voir **figure 9B**), une situation très différente est observée; il apparaît en effet :

- (1) que les CK et les PN présentent une évolution cyclique mais ne disparaissent jamais totalement pendant le pro-œstrus ou le metœstrus ;
- (2) que les extrema des CK présentent une extrême variabilité.

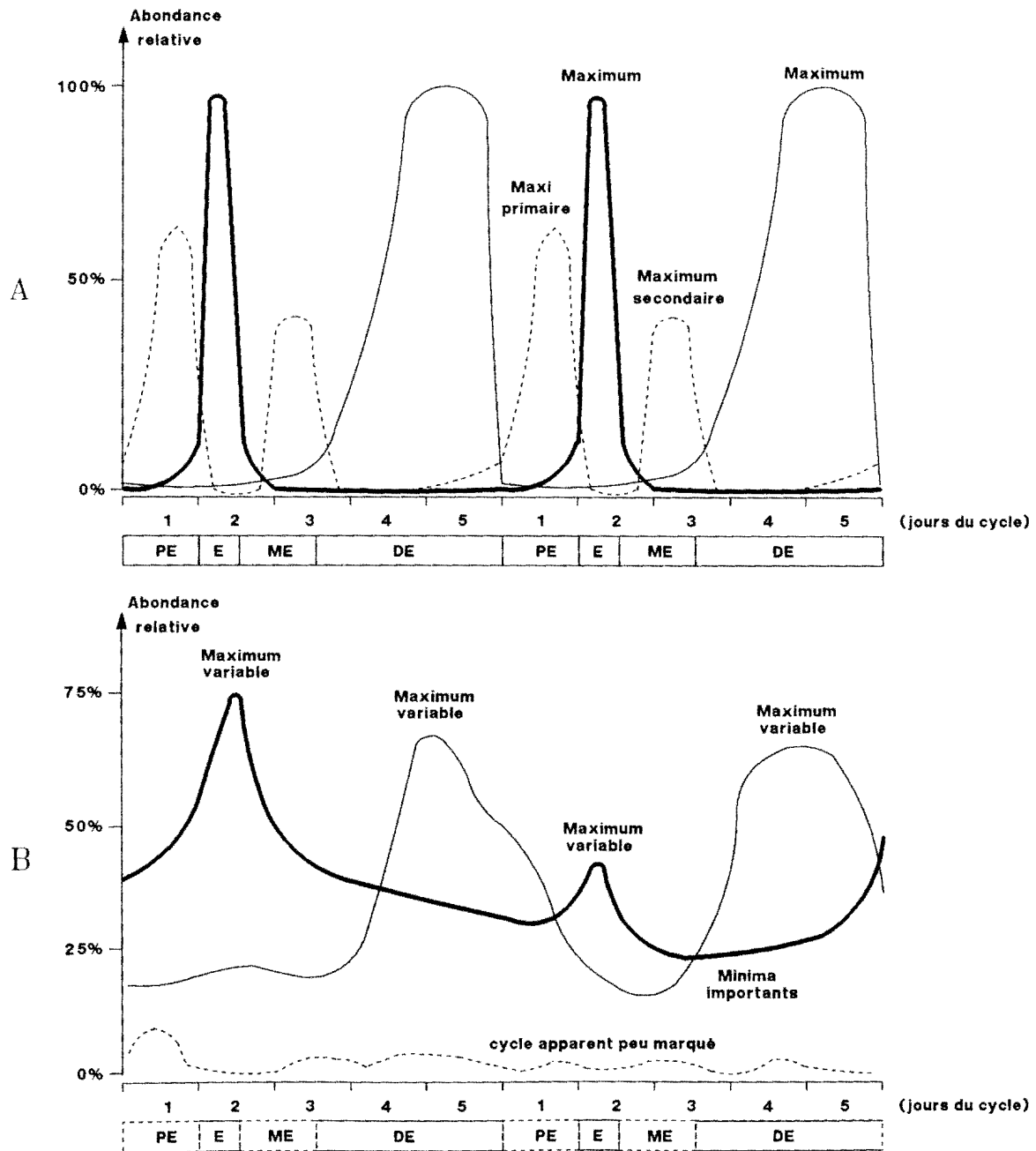
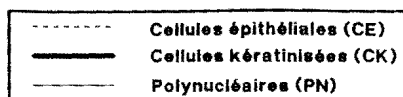


Figure 9: Représentation schématique de l'évolution des pourcentages des types cellulaires de la paroi vaginale au cours du cycle oestrien. Observations faites chez la souris blanche (A) et chez les rongeurs sauvages étudiés (B). Ces courbes permettent d'illustrer l'impossibilité de distinguer précisément les quatre phases du cycle oestrien chez les rongeurs sauvages.



Nous avons donc été amené à considérer que les périodes de forte kératinisation (FK) correspondent à la fin du pro-œstrus, à l'œstrus et au début du metœstrus; et que les périodes de faible kératinisation (fK) correspondent au metœstrus, au dioœstrus et au début du pro-œstrus; et nous avons défini une procédure d'analyse quantitative permettant de déterminer la durée du cycle œstrien et la durée de l'œstrus (voir matériel et méthodes).

Dans ce chapitre, nous présentons les caractéristiques des cycles œstriens des principaux Rongeurs sahéliens du Burkina Faso, déterminées par la technique des frottis vaginaux. Ces résultats sont ensuite comparés aux cycles supradiens des concentrations plasmatiques en progestérone et en œstradiol mis en évidence chez ces espèces et enfin comparés aux résultats obtenus par d'autres études citées dans la littérature.

I.2 – RESULTATS

I.2.1 Durées du cycle œstrien et de l'œstrus d'après l'évolution des types cellulaires de la lumière vaginale.

Cas de la Souris blanche

L'analyse qualitative des 24 cycles observés nous a permis les calculs statistiques suivants:

les moyennes des durées du pro-œstrus : 1,3 jours (0,9 – 1,7)

les moyennes des durées de l'œstrus : 0,8 jours (0,6 – 1,1)

les moyennes des durées du metœstrus : 0,9 jours (0,8 – 1,2)

les moyennes des durées du dioœstrus : 2,2 jours (1,7 – 2,7)

la durée du cycle œstrien : 5,3 jours (5,1 – 5,7)

la durée relative de l'œstrus : 15% (10% – 20%)

Cas des espèces sauvages étudiées

Les histogrammes de la **figure 10** montrent que chez toutes les espèces étudiées, la distribution de DCE est unimodale; ce mode est de 4 jours chez *Rattus rattus*, *Myomys daltoni*, et *Tatera gambiana*, de 5 jours chez *Gerbillus nigeriae*, *Taterillus gracilis*, *Mastomys erythroleucus* et *Arvicanthis niloticus* et de 7 jours chez *Acomys sp.*

L'étendue du domaine des variations de DCE est d'autant plus importante que le nombre de cycles observés est plus important (**Tableau III**). Ainsi, chez les espèces pour lesquelles le nombre de cycles est compris entre 13 et 62, aucun cycle supérieur à 10 jours n'est observé, alors que chez les espèces pour lesquelles il est compris entre 80 et 122, un faible pourcentage de cycles de longue durée est observé (5% de cycles de 12 à 13 jours chez *M. erythroleucus*, 4% de cycles de 11 à 26 jours chez *A. niloticus*, et 10% de cycles de 11 à 20 jours chez *Acomys sp.*). Ces cycles de longue durée correspondent à des périodes pendant lesquelles, les frottis vaginaux se caractérisent par la présence quasi-exclusive de cellules kératinisées.

Les moyennes et les médianes établies sur la base des cycles inférieurs à 10 jours sont, chez toutes les espèces étudiées, proches des valeurs modales. Le profil des distributions de DCE est proche d'une courbe de Gauss chez *R. rattus*, *M. daltoni*, *G. nigeriae* et *T. gracilis*, alors que ce profil est proche d'une courbe de Poisson chez les autres espèces; ce qui traduit bien les valeurs des pourcentages d'effectifs compris dans les classes inférieures à mode-1, comprises entre mode-1 et mode +1, et supérieures à mode +1.

Les moyennes des durées de l'œstrus (DE) sont proches de deux jours chez *T. gambiana* et chez *M. erythroleucus*, et proches d'un jour chez les autres espèces ; exprimées en pourcentage de la durée du cycle œstrien, DE varie entre 13,3% et 38,4% selon les espèces étudiées. Les deux espèces (*T. gambiana* et *M. erythroleucus*) qui présentent les valeurs de DE les plus fortes ($37\% < DE < 39\%$) sont celles pour lesquelles la détermination de DE nécessite l'utilisation majoritaire du seuil 50%. Les autres espèces, pour lesquelles cette détermination nécessite l'utilisation majeure du seuil 70%, présentent les valeurs de DE les plus

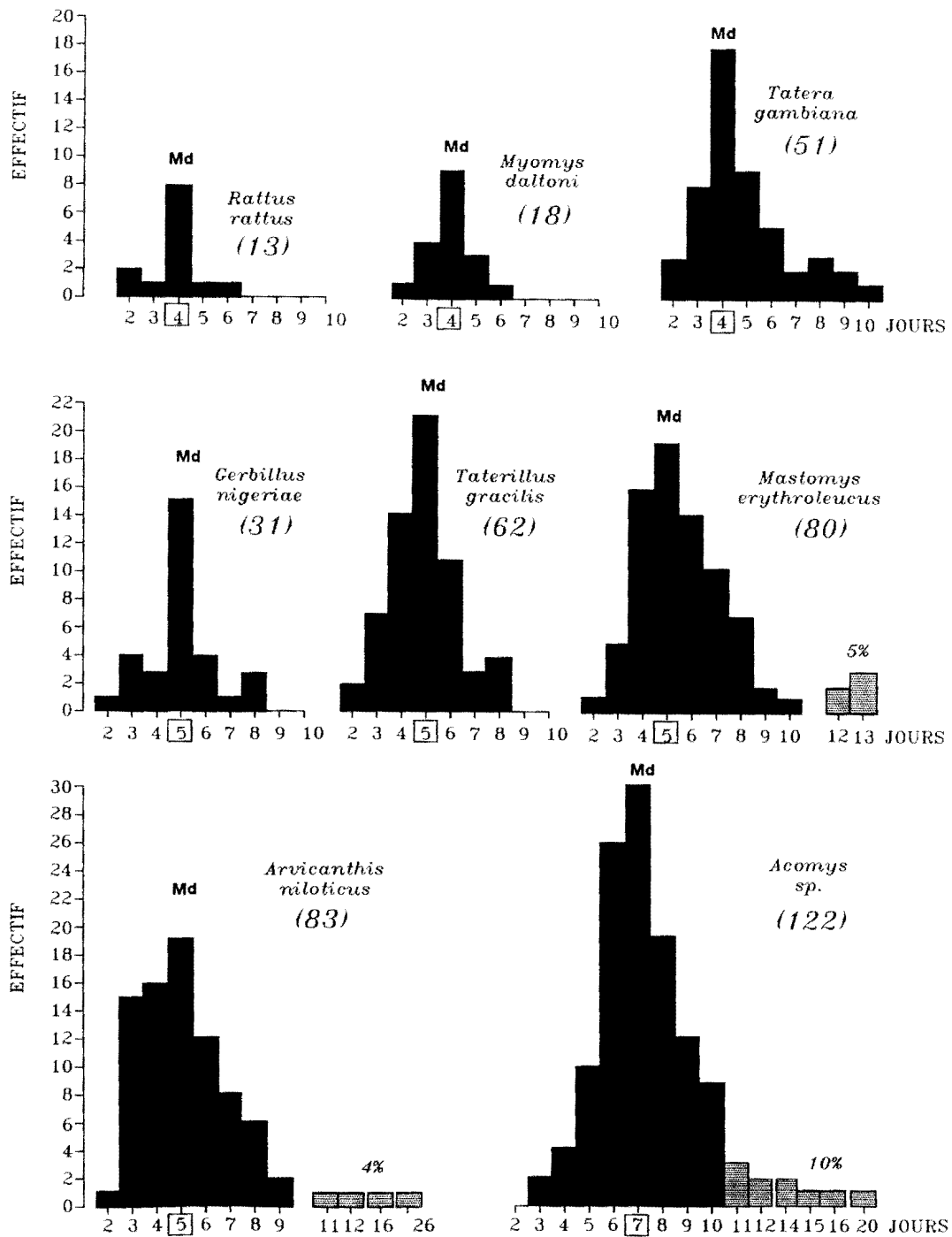


Figure 10: Durée du cycle oestrien des Rongeurs sahéliens étudiés.

Ces durées sont déterminées à partir des durées séparant les pics de kératinisation (DCE). Sont indiqués les modes (Md) de chaque distribution. Les cycles de durée inférieure à 10 jours sont indiqués en noir et ceux de durée supérieure à 10 jours sont représentés en gris. Les nombres entre parenthèses précisent le nombre de cycles observés pour chaque espèce.

faibles (13% < DE < 31%). Les valeurs de DE sont généralement plus importantes que ce qui est observé chez la Souris blanche.

Tableau III : Analyse des durées du cycle œstrien et de l'œstrus de quelques Rongeurs sahéliens.

Espèces	NB	DCE (Jours)				N1 %	N2 %	N3 %	Profil	DE	
		Md	Dv	My (es)	MD					Jours	%DCE
<i>R. rattus</i>	13	4	2-6	4.1 (0.3)	3.8	15	77	8	Gauss	1.08 (0.1)	26.4 (4.7)
<i>M. daltoni</i>	18	4	2-6	4.1 (0.2)	3.9	6	88	6	Gauss	1.07 (0.1)	26.2 (5.2)
<i>T. gambiana</i>	51	4	2-10	5.0 (0.6)	4.8	6	69	25	Poisson	1.87 (0.2)	37.5 (7.8)
<i>G. nigeriae</i>	31	5	2-8	5.2 (0.3)	5	16	71	13	Gauss	1.5 (0.1)	29.3 (6.0)
<i>T. gracilis</i>	62	5	2-8	5.1 (0.2)	4.9	15	74	11	Gauss	1.6 (0.1)	31.6 (5.4)
<i>M. erythroleucus</i>	80	5	2-13	6.0 (0.7)	5.5	8	61	31	Poisson	2.3 (0.3)	38.4 (8.1)
<i>A. niloticus</i>	83	5	2-26	5.7 (0.8)	5.1	19	57	24	Poisson	1.4 (0.2)	25.2 (3.8)
<i>Acomys sp.</i>	122	7	3-20	7.5 (0.4)	7	13	62	25	Poisson	1.0 (0.1)	13.3 (4.1)

NB : Nombre de cycles observés. **DCE** : durée du cycle œstrien (Md = mode, Dv = domaine de variation, My (es) = moyenne et erreur standard, MD : médiane). Pourcentages des effectifs appartenant aux classes “inférieures à mode-1” (N1%), “comprise entre mode-1 et mode+1” (N2%), et “supérieures à mode+1” (N3%). **DE** (moyenne et erreur standard): Durée absolue de l'œstrus. **%DCE** : Durée relative de l'œstrus exprimée en jours et en pourcentage de la durée du cycle.

1.2.2 Durées du cycle œstrien et de l'œstrus d'après l'évolution des taux plasmatiques de progestérone et d'œstradiol

Les variations quotidiennes des concentrations plasmatiques en progestérone et en œstradiol ont été mesurées pendant 19 jours chez *A. niloticus* (Figure 11), *M. erythroleucus* (Figure 12), *Acomys sp.* (Figure 13), *G. nigeriae*, *T. gracilis*, et *T. gambiana* (Figure 14). Précisons que dans ces figures, les périodes d'œstrus, déterminées à partir de la technique des frottis vaginaux, ont été indiquées en abscisse par des rectangles noirs.

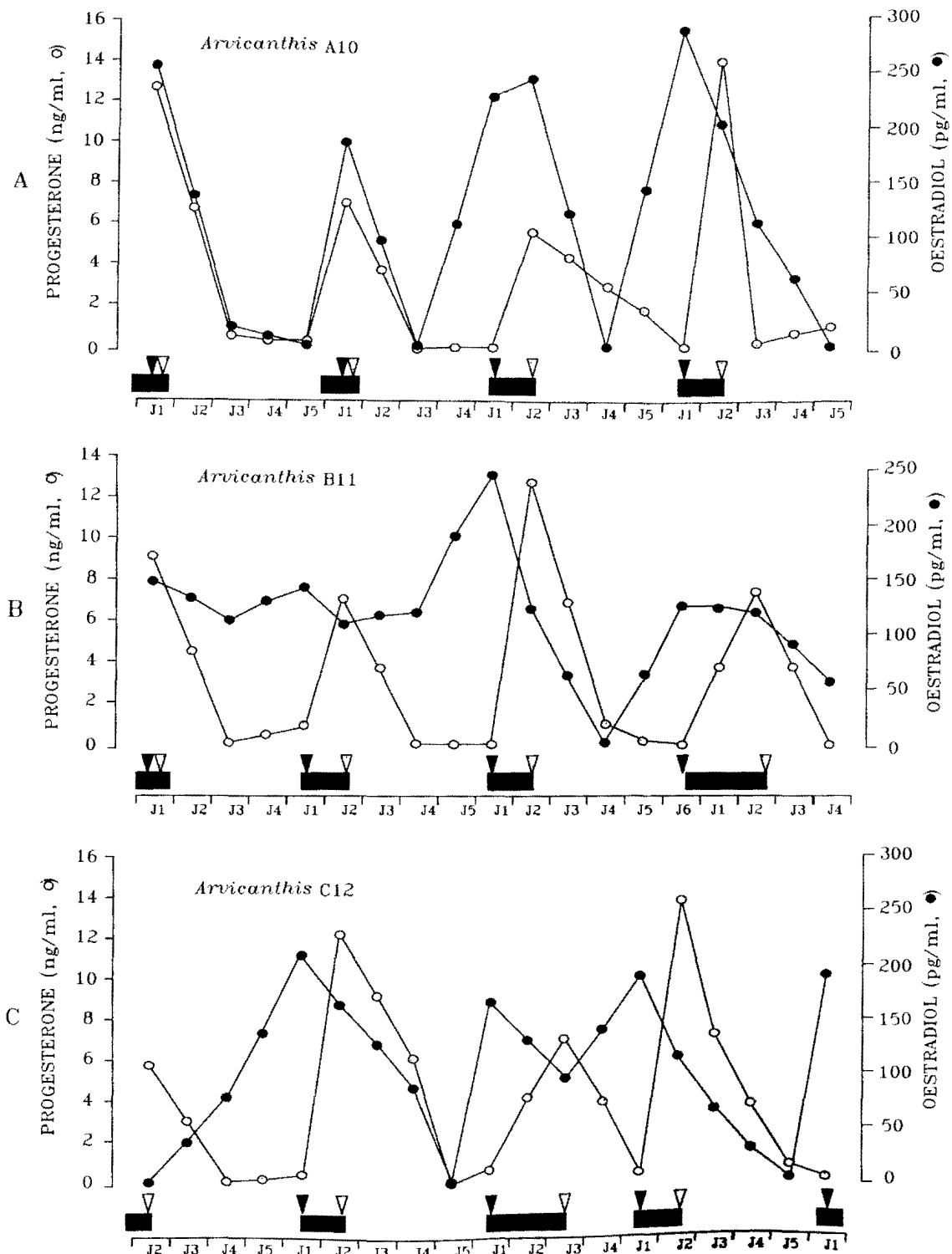


Figure 11: Variations des concentrations plasmatiques en progestérone et oestradiol chez trois *Arvicantis niloticus* (n A10, B11, et C12). Les concentrations sont déterminées par dosage RIA (Biomérieux). Les rectangles noirs indiquent les positions de l'oestrus (déterminées par la technique des frottis vaginaux). Les triangles noirs et clairs représentent respectivement les positions des pics d'oestradiol et de progestérone.

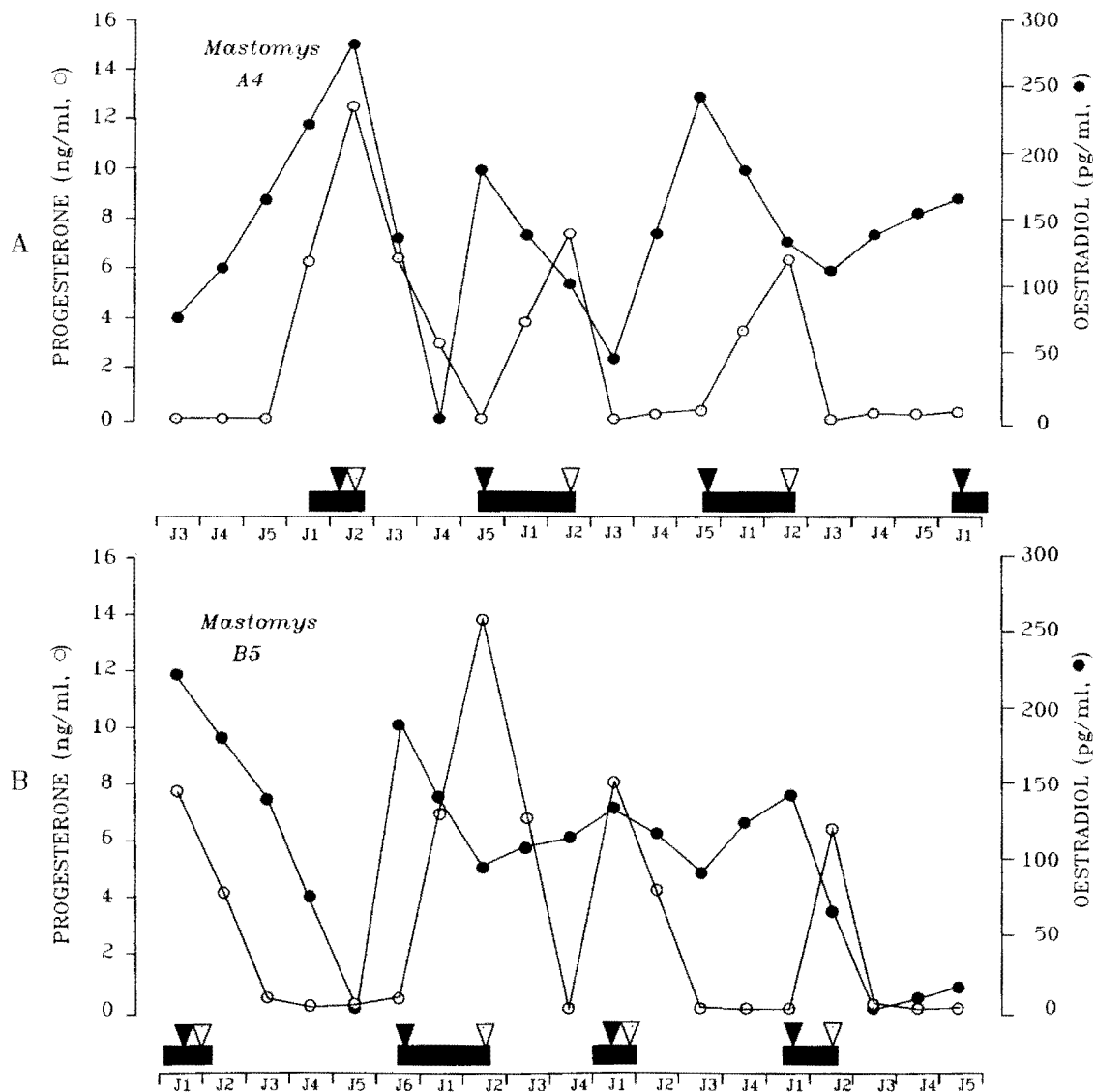


Figure 12: Variations des concentrations plasmatiques en progestérone et oestradiol chez deux *Mastomys erythroleucus* (n A4 et B5).

Les concentrations sont déterminées par dosage RIA (Biomérieux). Les rectangles noirs indiquent les positions de l'oestrus (déterminées par la technique des frottis vaginaux). Les triangles noirs et clairs représentent respectivement les positions des pics d'oestradiol et de progestérone.

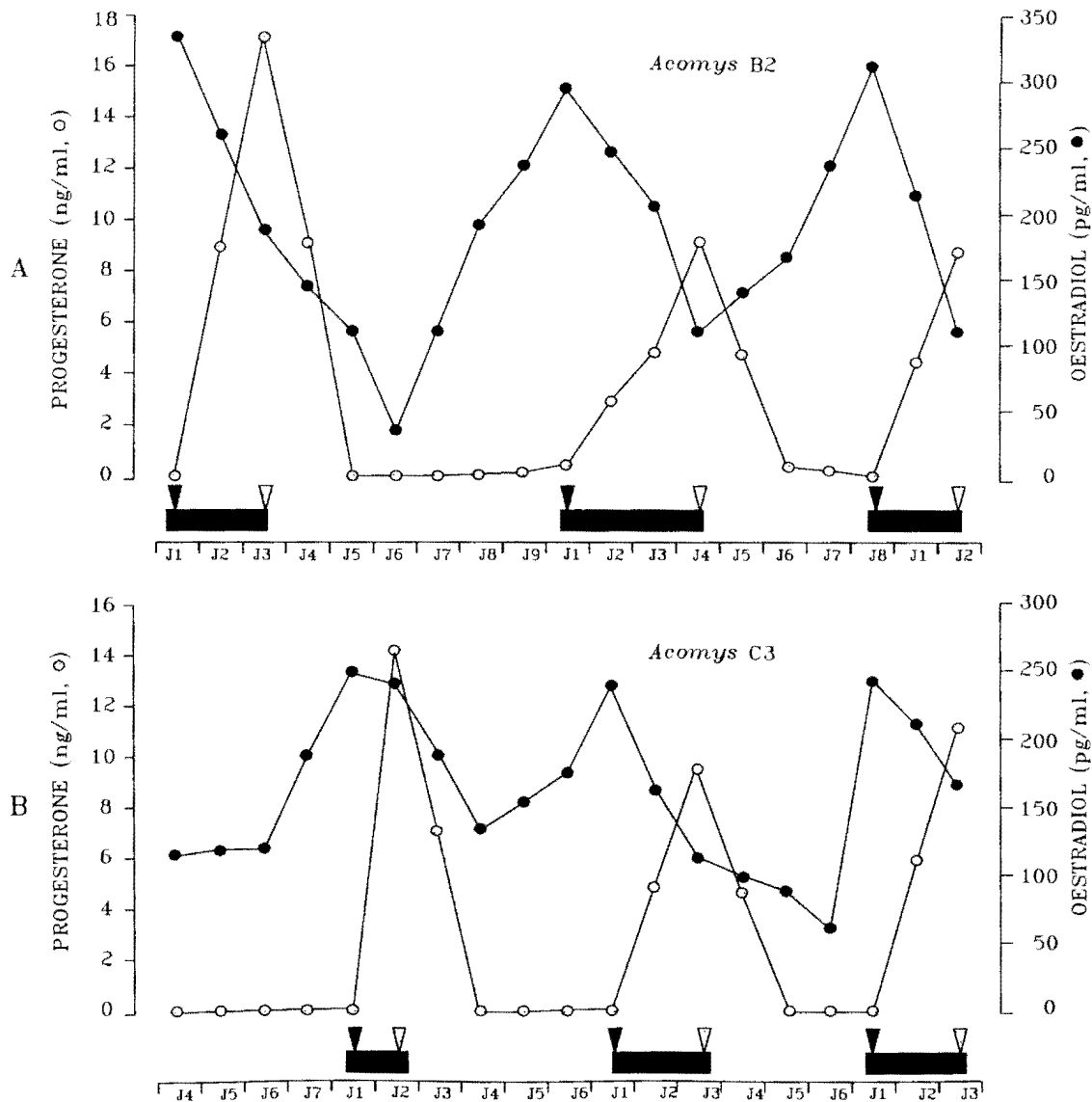


Figure 13: Variations des concentrations plasmatiques en progestérone et oestradiol chez deux *Acomys* sp. (n B2 et C3). Les concentrations sont déterminées par dosage RIA (Biomérieux). Les rectangles noirs indiquent les positions de l'oestrus (déterminées par la technique des frottis vaginaux). Les triangles noirs et clairs représentent respectivement les positions des pics d'estradiol et de progestérone.

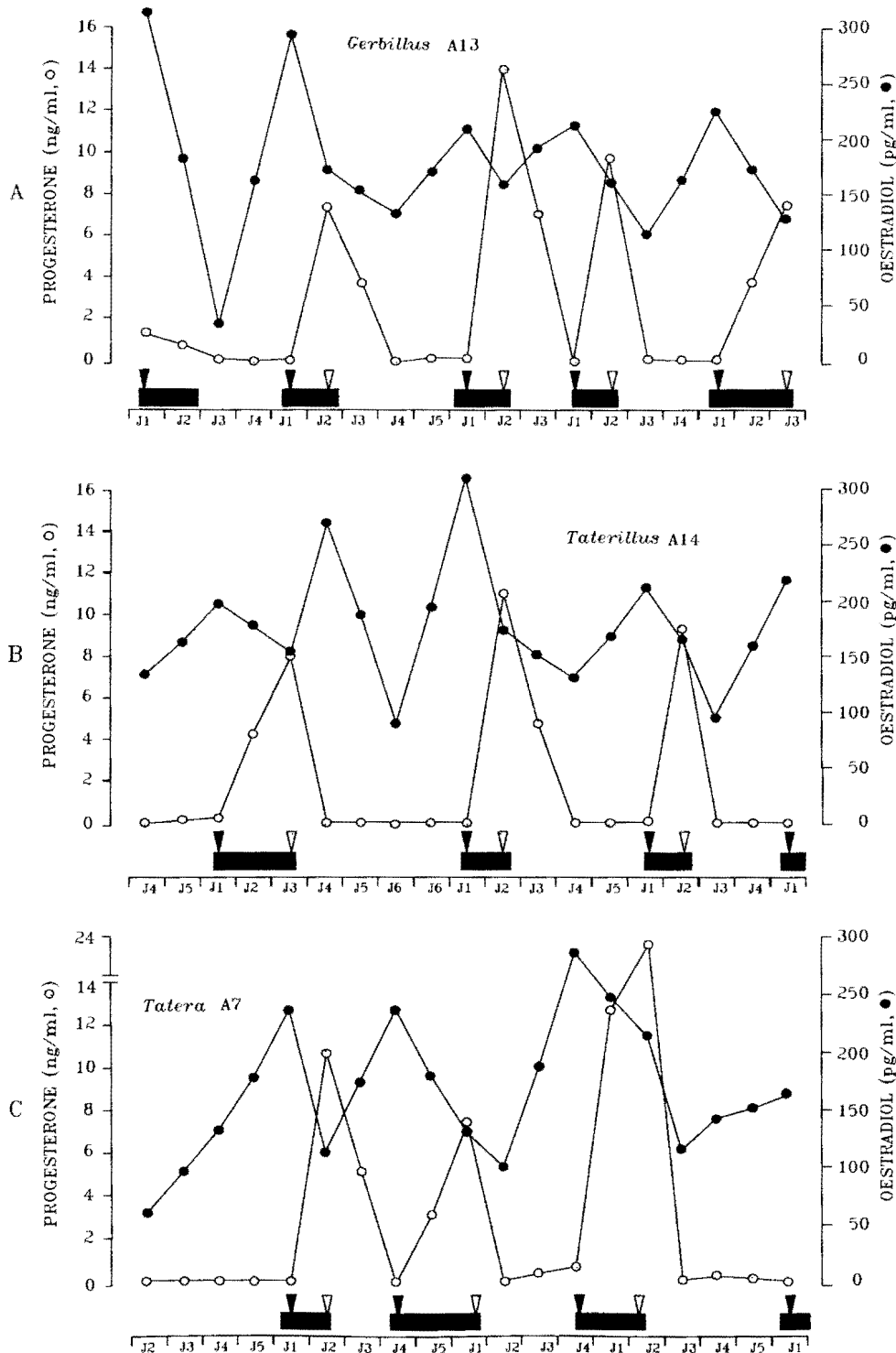


Figure 14: Variations des concentrations plasmatiques en progestérone et en oestradiol chez trois femelles de Gerbillidae sahéliens. Les concentrations sont déterminées par dosage RIA (Biomérieux). Les rectangles noirs indiquent les positions de l'oestrus (déterminées par la technique des frottis vaginaux). Les triangles noirs et clairs représentent respectivement les positions des pics d'oestradiol et de progestérone.

Il apparaît une cyclicité régulière des taux plasmatiques de l'œstradiol et de la progestérone, dont la période peut être estimée à partir des moyennes des durées écoulées entre les maxima successifs des taux de ces deux hormones (**Tableau IV**).

Les maxima de l'œstradiol précèdent dans la plupart des cas les maxima de la progestérone; nous avons quantifié ce déphasage à partir de la moyenne des durées écoulées entre ces deux types de maxima (**Tableau IV**).

Les maxima de l'œstradiol précèdent toujours de peu de temps les périodes d'œstrus mises en évidence à partir de l'étude de l'évolution des types cellulaires de la lumière vaginale. Il apparaît enfin que les maxima d'œstradiol coïncident dans la plupart des cas avec les minima de la progestérone.

Tableau IV : Périodes des cycles de la progestérone et de l'œstradiol et déphasage entre ces deux cycles chez quelques Rongeurs sahéliens.

Espèces	Cycle P (jours)	Cycle E (jours)	Déphasage (jours)
<i>A. niloticus</i>	5 (0,3)	4,7 (0,1)	0,8 (0,2)
<i>M. erythroleucus</i>	5 (0,4)	4,9 (0,4)	1 (0,3)
<i>Acomys sp.</i>	7,3 (0,8)	7 (0,6)	2 (0,2)
<i>T. gracilis</i>	5 (0,4)	4,8 (0,4)	0,5 (0,4)
<i>T. gambiana</i>	5 (0,4)	5 (0,6)	1,7 (0,3)
<i>G. nigeriae</i>	4,8 (0,5)	4 (0,4)	0,8 (0,4)

Les moyennes des cycles de la progestérone (P) et de l'œstradiol (E) sont présentées avec leurs erreurs standards.

En superposant les cycles de la progestérone et de l'œstradiol mesurés chez un même individu, puis chez les individus d'une même espèce, il est possible de caractériser l'évolution des taux plasmatiques des stéroïdes sexuels tout au long des diverses phases du cycle œstrien chez les six espèces étudiées : *A. niloticus* et *M. erythroleucus* (**Figure 15**), *Acomys sp.* et *G. nigeriae* (**Figure 16**), *T. gracilis* et *T. gambiana* (**Figure 17**). Nous n'avons pas mené d'études hormonales sur les cinq Souris blanches.

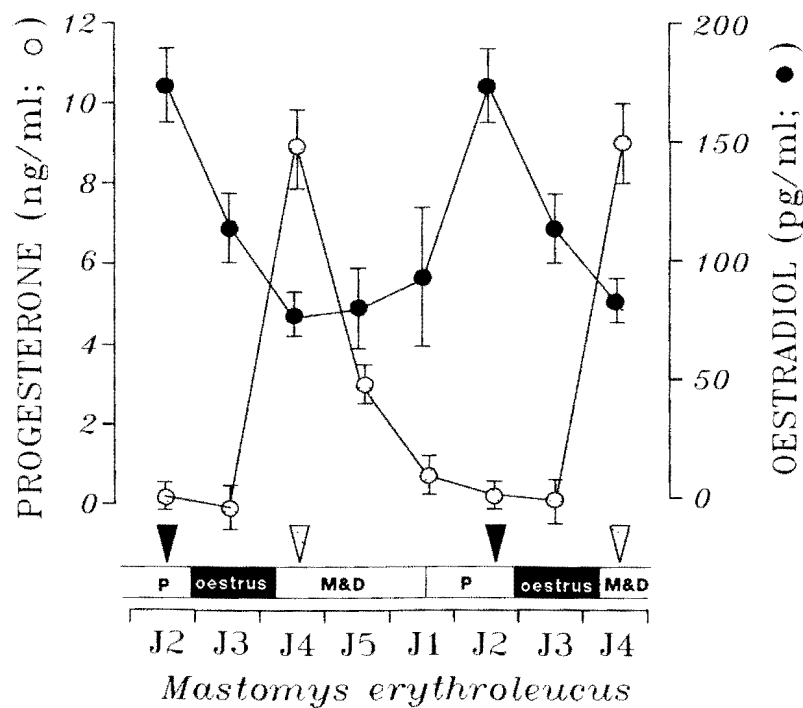
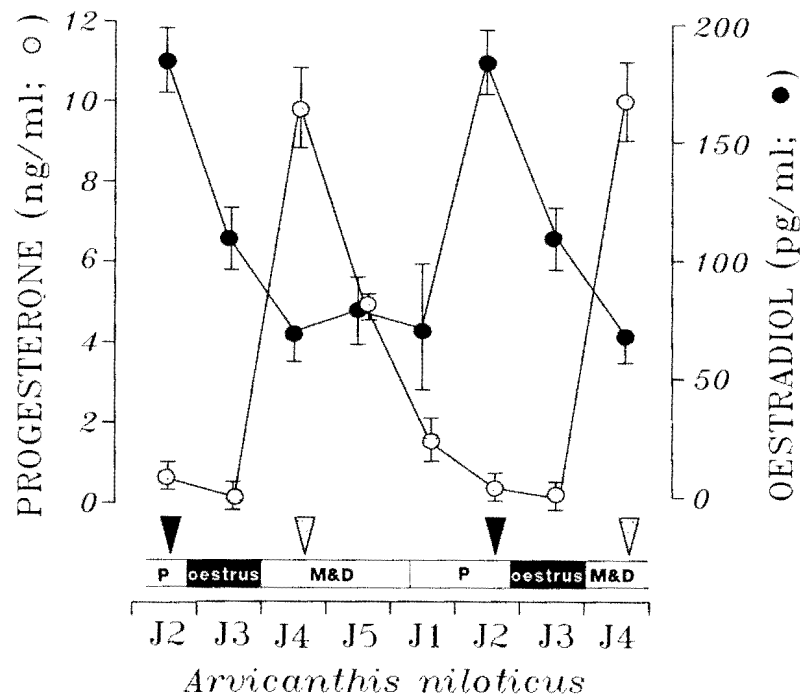


Figure 15: Evolution des concentrations plasmatiques en progestérone et en oestradiol au cours du cycle oestrien chez *A. niloticus* et *M. erythroleucus*. Les phases du cycle oestrien sont déterminées par la technique des frottis vaginaux: P (pro-oestrus), oestrus (indiqué par les rectangles noirs) M&D (metoestrus et dioestrus). J1 indique le début du pro-oestrus et du cycle. Les triangles noirs et clairs indiquent respectivement les positions des pics d'oestradiol et de progestérone.

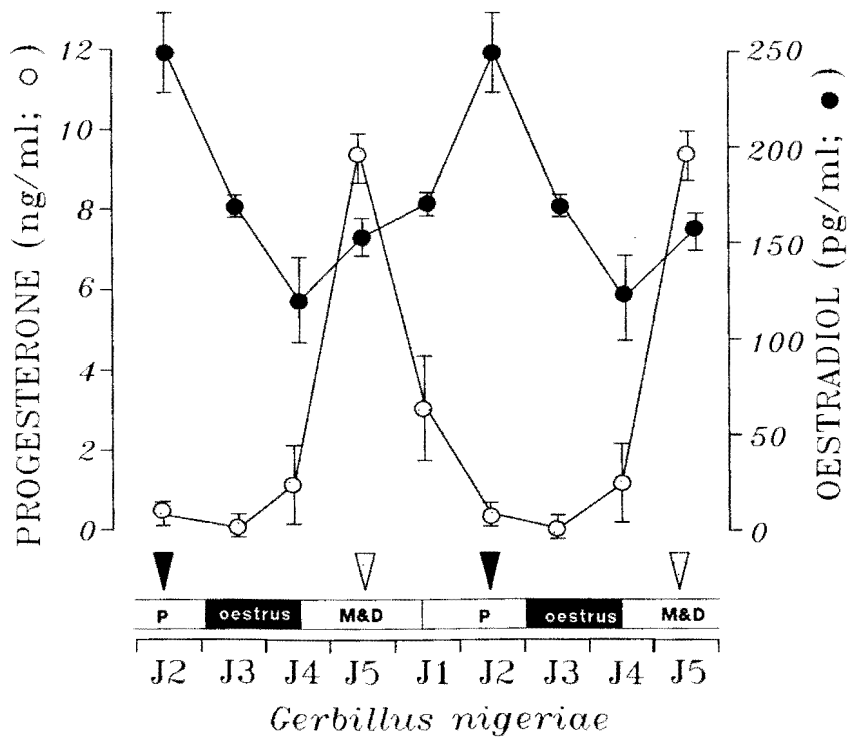
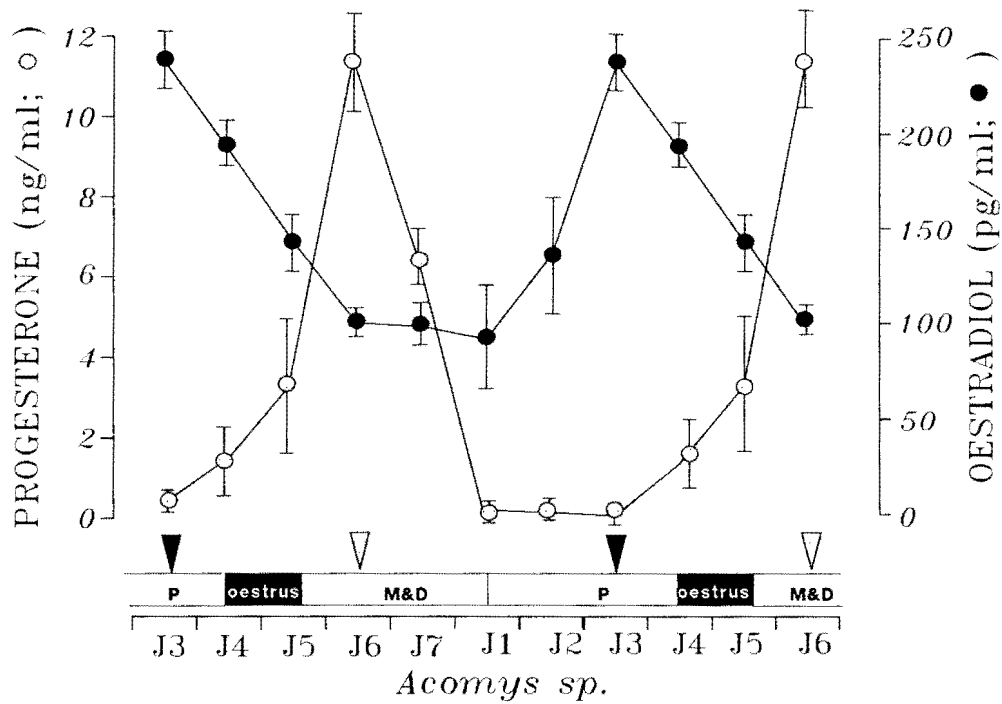


Figure 16: Evolution des concentrations plasmatiques en progestérone et en oestradiol au cours du cycle oestrien chez *Acomys sp.* et *G. nigeriae*

Les phases du cycle oestrien sont déterminées par la technique des frottis vaginaux: P (pro-oestrus), oestrus (indiqué par les rectangles noirs) M&D (metoestrus et dioestrus). J1 indique le début du pro-oestrus et du cycle. Les triangles noirs et clairs indiquent respectivement les positions des pics d'oestradiol et de progestérone.

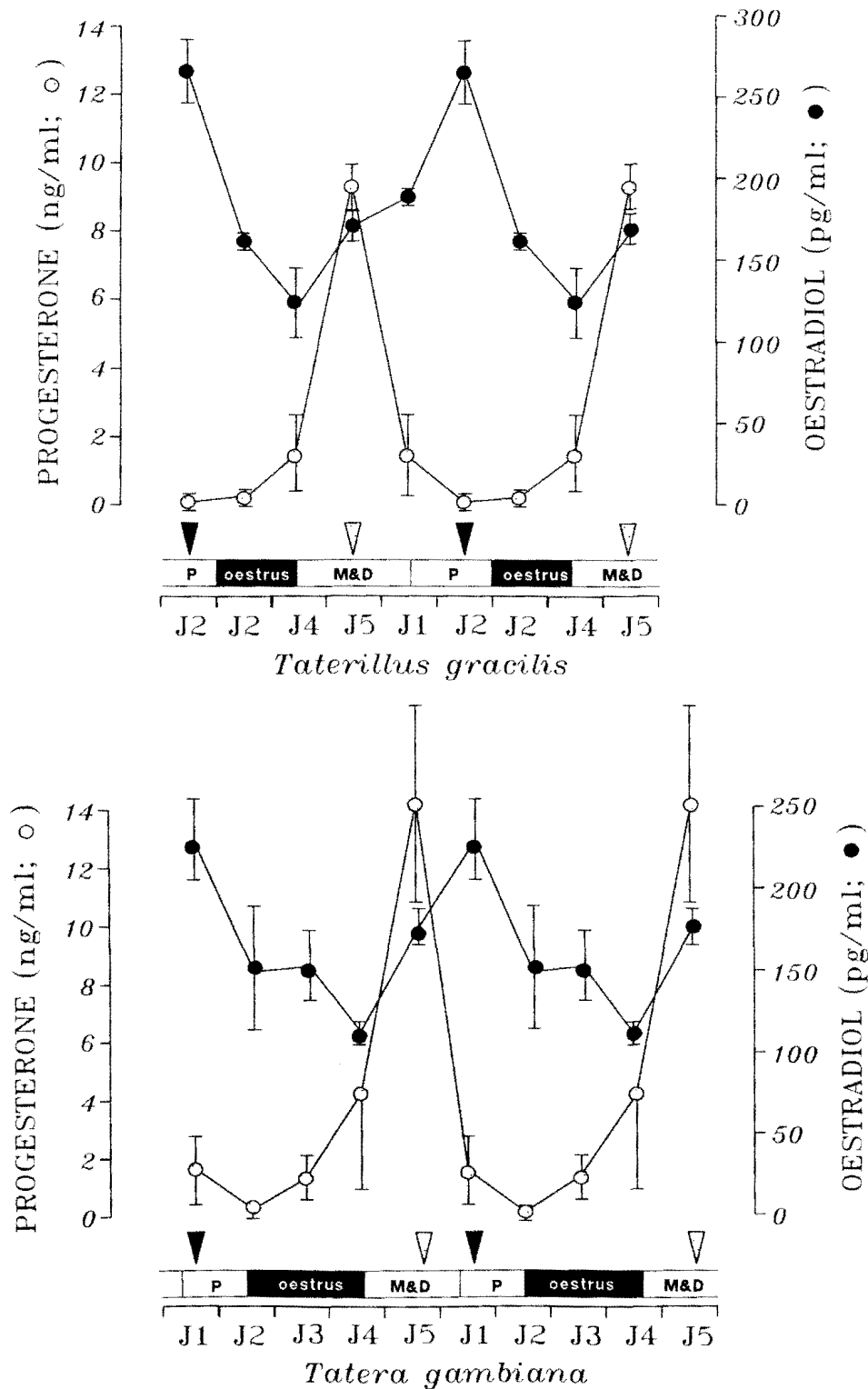


Figure 17: Evolution des concentrations plasmatiques en progestérone et en oestradiol au cours du cycle oestrien chez *T. gracilis* et *T. gambiana*. Les phases du cycle oestrien sont déterminées par la technique des frottis vaginaux: P (pro-oestrus), oestrus (indiqué par les rectangles noirs) M&D (metoestrus et dioestrus). J1 indique le début du pro-oestrus et du cycle. Les triangles noirs et clairs indiquent respectivement les positions des pics d'oestradiol et de progestérone.

Chez tous les animaux étudiés, les valeurs maximales de la progestérone sont situées en métœstrus – diœstrus et voisines, de 9 ng/ml chez *M. erythroleucus* et *T. gracilis*, de 10 ng/ml chez *A. niloticus* et *G. nigeriae*, de 12 ng/ml chez *Acomys sp.*, et de 14 ng/ml chez *T. gambiana*. La progestérone chute brutalement pendant le pro-œstrus pour atteindre des valeurs minimales pendant l'œstrus. Elle augmente ensuite plus ou moins rapidement selon les espèces à partir de l'œstrus.

Les valeurs maximales de l'œstradiol sont voisines de 200 pg/ml chez *A. niloticus* et *M. erythroleucus* et voisines de 250 pg/ml chez les autres espèces. Elles surviennent en début de pro-œstrus et coïncident avec des valeurs très faibles de la progestérone. L'œstradiol décroît progressivement pour atteindre une valeur minimale, plus ou moins rapidement selon les espèces étudiées, au cours de l'œstrus ou du métœstrus – diœstrus.

Finalement chez ces espèces de Rongeurs sauvages, il apparaît que les cycles de la progestérone et de l'œstradiol sont très proches. La progestérone varie entre 0 et 14 ng/ml alors que l'œstradiol varie entre 70 et 250 pg/ml. La période du cycle de ces variations est proche de 5 jours chez toutes les espèces étudiées à l'exception de *Acomys sp.*, espèce chez laquelle cette période est proche de 7 jours. Enfin, la durée du pro-œstrus et de l'œstrus est très importante comparativement à celle du métœstrus et du diœstrus.

La **figure 18**, qui résume les estimations de la durée du cycle œstrien par la technique des frottis vaginaux et d'après la périodicité des variations supradiennes de la progestérone et de l'œstradiol, montre que les résultats de ces deux estimations sont très voisines.

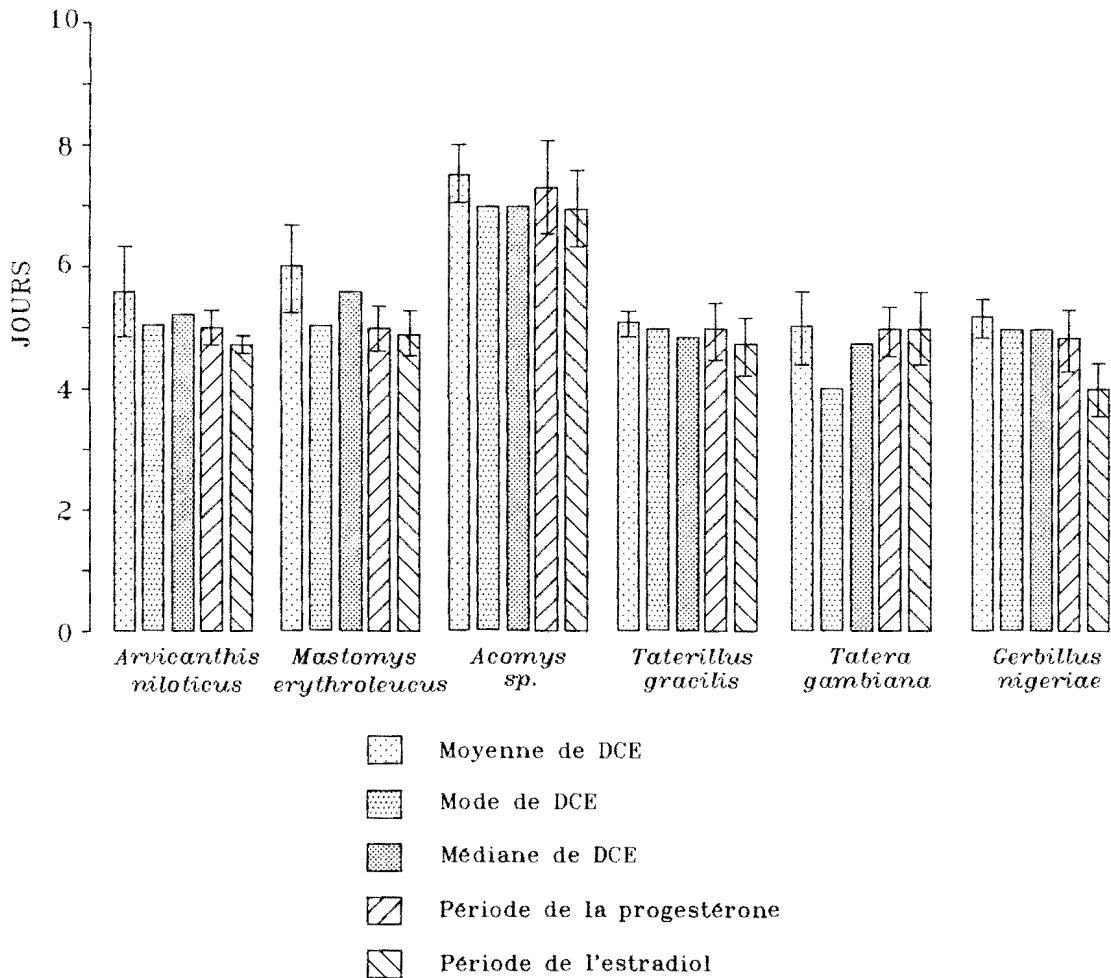


Figure 18: Indicateurs cytologiques et stéroïdiens de la durée du cycle oestrien chez les espèces de rongeurs sahéliens étudiés.

Les moyennes, les modes et les médianes des durées du cycle oestrien ont été calculés à partir des résultats obtenus en appliquant la technique des frottis vaginaux. Les moyennes des périodes des variations des concentrations plasmatiques en oestradiol et en progestérone ont été calculées à partir des dosages réalisés par RIA (Biomerieux).

I.3 – DISCUSSION

Sur le plan méthodologique, l'utilisation de la technique des frottis vaginaux, déjà ancienne, peut paraître quelque peu désuète. En fait, cette technique, qui a été surtout utilisée pour mettre en évidence la cyclicité de l'activité ovarienne chez le Rat et la Souris blanche de laboratoire (Lataste, 1892; Long et Evans, 1922; Allen, 1922; Hamilton, 1962; Kayser, 1963; Barfield et Beeman, 1968), est restée une technique d'actualité (Prakash, 1981; Jemiolo, 1983; Dewsbury *et al.*, 1984; Wilson *et al.*, 1985; Westlin-Van-Aarde, 1988). Elle représentait pour nous un moyen relativement aisé à mettre en œuvre chez un grand nombre d'individus appartenant à un nombre important d'espèces de Rongeurs sauvages. L'étude des variations de la cyclicité de l'activité ovarienne en fonction des saisons ou des influences combinées des principaux facteurs de l'environnement physique devait également être conduite au moyen de la technique des frottis vaginaux en raison des facilités de son application sur le terrain et en laboratoire. Il était néanmoins nécessaire de compléter cette technique d'étude par celle de dosage radio-immunologique, afin de pouvoir comparer les cycles supradiens de la progestérone et de l'œstradiol aux cycles des modifications histologiques de la paroi vaginale.

Sur un plan plus technique, le mode de prélèvement des frottis vaginaux que nous avons utilisé diffère de celui de Adams et Norris (1973), de Ajayi (1975) et de Westlin-van-Aarde (1988), qui prélèvent les frottis au moyen d'une baguette de verre poli ou d'une spatule. Comme Monmignaut (1964), McFarlane et Taylor (1982), Jemiolo (1983), nous avons injecté et repris une petite quantité de sérum physiologique dans la cavité vaginale car nos études préliminaires ont montré le risque important de traumatiser et d'endommager la très fragile paroi vaginale de nos animaux du fait même de l'importante agitation de ces Rongeurs sauvages.

L'analyse des frottis vaginaux obtenus chez la Souris blanche montre que les trois types cellulaires de base, (leucocytes polynucléaires, cellules épithéliales nucléées, et cellules

épithéliales kératinisées), présentent des fluctuations telles qu'il est possible de déterminer qualitativement les quatre phases du cycle œstrien, (pro-œstrus, œstrus, métœstrus et diœstrus). Nos estimations des durées moyennes des diverses phases du cycle vaginal de la Souris blanche ne diffèrent pas significativement des valeurs généralement annoncées dans la littérature (Vaissaire, 1977 ; Idelman, 1990); aussi, pouvons nous compter sur la fiabilité de la technique utilisée.

L'observation de l'évolution quotidienne des frottis vaginaux chez toutes les espèces de Rongeurs sauvages étudiées montrent que les PN et les CK ne disparaissent jamais totalement au cours du cycle œstrien. Ce résultat n'est d'ailleurs pas isolé car la coexistence des PN et des CK tout au long du cycle œstrien a été mise en évidence par Hamilton (1962) chez *Phaenacomys longicaudatus*, par Clulow et Mallory (1970) chez *Pitimys subterraneus*, par Adams et Norris (1973) chez *Meriones unguiculatus*, par Mc Farlane et Taylor (1982) chez *Microtus townsendii*, et par Dewsbury *et al.* (1984) chez *Rhabdomys pumilio*. Il n'est cependant pas possible de conclure que tous les Rongeurs sauvages présentent ce phénomène car Quenum et Caïman (1959) arrivent à reconnaître les 9 phases de Jaworski (1954) tout au long du cycle œstrien de *Cricetomys gambianus* (pro-œstrus :débutant, moyen et tardif, œstrus 1 et 2, métœstrus, post-métœstrus, et diœstrus vrai et terminal).

Du fait des variations peu marquées des CE, de la persistance des PN en dehors du diœstrus, et de la persistance des CK en dehors de l'œstrus, il nous était impossible de déterminer précisément la durée des diverses phases du cycle œstrien des espèces sauvages étudiées. Cependant, les travaux de Hamilton (1962) et de Dewsbury *et al.* (1977), (dénombrement des types cellulaires et analyses statistiques des résultats expérimentaux), nous ont guidé dans la recherche et la conception d'une méthode d'analyse des variations quantitatives "complémentaires" des PN et des CK, débouchant sur une évaluation de la durée du cycle œstrien (DCE) et sur une évaluation de la durée de l'œstrus (DE). Si l'on considère notre objectif initial, l'étude de ces deux paramètres devait nous permettre de mettre en évidence les caractéristiques temporelles des cycles œstriens des Rongeurs sauvages étudiés.

Dans la limite des 48 jours de notre étude des animaux témoins appartenant aux 8 espèces de rongeurs sauvages, aucun anœstrus, caractérisé par la présence invariable et durable des PN dans les frottis vaginaux, n'a été observé. Ce résultat semble montrer que l'activité ovarienne de ces espèces est de type continu, mais la confirmation de cette hypothèse ne pourra résulter que de l'analyse des variations saisonnières de l'activité ovarienne. Toutes les femelles étudiées présentent par contre une évolution cyclique et complémentaire des PN et des CK dont la période nous permet d'estimer la durée moyenne des cycles œstriens (DCE).

Les cycles typiques de durée inférieure à 10 jours représentent la majorité de nos observations. Si l'on ne considère que l'analyse des moyennes, des modes et des médianes de DCE de ces cycles typiques, nous pouvons reconnaître trois groupes d'espèces :

1°) Chez *R. rattus* et *M. daltoni*, et dans une moindre mesure chez *T. gambiana* (espèce chez laquelle DCE présente un mode de 4 jours mais une médiane et une moyenne proches de 5 jours), la durée du cycle œstrien est de 4 jours, c'est-à-dire identique à celle de *Mus minutoïdes* (Monmignaut, 1964).

2°) Chez *G. nigeriae*, *T. gracilis*, *M. erythroleucus* et *A. niloticus*, les médianes, les moyennes et les modes de DCE montrent que la durée du cycle œstrien est très probablement de 5 jours, c'est-à-dire très proche des valeurs estimées chez *Lemniscomys striatus* (Petter *et al.*, 1964; Monmignaut, 1964), *Meriones unguiculatus* (Barfield et Beeman, 1968), et *Peromyscus maniculatus* (Albertson *et al.*, 1975). Cependant les moyennes de DCE sont légèrement plus élevées que les modes ou les médianes chez les deux dernières espèces.

3°) Chez *Acomys sp.*, les moyennes, les modes et les médianes de DCE donnent une durée du cycle œstrien de 7 jours, c'est-à-dire très proche des estimations de Monmignaut (1964) chez *Dasymys incomtus* (7 jours), *Pelomys campanae* (6,5 jours), et *Mastomys sp.* (7 jours), et de Dewsbury *et al.* (1984) chez *Rhabdomys pumilio* (7,4 jours).

Dans l'ensemble, les estimations de DCE dans ces trois groupes sont moins élevées que celles décrites par Quenum et Caïman (1959) et Monmignaut (1964) chez *Brachytarsomys*

albicaudata (8-9 jours) et chez *Cricetomys gambianus* (6-10 jours). Nos résultats montrent que toutes les femelles étudiées présentent des cycles œstriens de durée inférieure à 10 jours.

L'étude de l'évolution quotidienne des concentrations plasmatiques en œstradiol et en progestérone, montre que chez toutes les 6 espèces étudiées, les taux de ces deux stéroïdes présentent une variation cyclique. Ce résultat nous conduit aux observations suivantes :

1°) Les variations des taux plasmatiques de la progestérone mises en évidence dans ce travail se situent entre 0 ng/ml et 18 ng/ml. Après cumul des cycles observés chez les divers individus d'une même espèce, les moyennes spécifiques des concentrations en progestérone varient entre 0 ng/ml et 14 ng/ml. Il existe donc une chute très prononcée des taux de progestérone, ce qui a également été observé par Schirota et Sasamoto (1980). Les valeurs de la progestérone des espèces de Rongeurs sauvages étudiées sont voisines de celles observées chez le Cobaye dont le pic de progestérone culmine à 9 ng/ml (Croix, 1975), et chez *Microtus canicaudus* dont la progestérone fluctue entre 4,1 ng/ml et 8,6 ng/ml (Petersen, 1986). Elles sont aussi comparables à celles mesurées par van der Schoot et de Greef (1975) chez des Rats Wistar hybrides : 28 ng/ml chez les femelles ayant des cycles de 4 jours et 17 ng/ml chez celles dont les cycles sont de 5 jours. Mais ces valeurs sont moins élevées que celles mesurées par Albertson *et al.* (1975) chez *Peromyscus maniculatus* (2 - 50 ng/ml chez la femelle isolée) et celles mesurées chez le Rat Sprague-Dawley (2 - 45 ou 50 ng/ml) par Butcher *et al.* (1974) et par Freeman *et al.* (1976).

2°) Les variations des taux plasmatiques de l'œstradiol mises en évidence chez les espèces sauvages étudiées se situent entre 0 pg/ml et 350 pg/ml. Mais les moyennes spécifiques de ces taux, établies à partir des cycles observés chez les divers individus d'une même espèce, varient entre 50 et 250 pg/ml (chez *A. niloticus*, *M. erythroleucus* et *Acomys sp.*) et entre 100 et 250 pg/ml (chez *G. nigeriae*, *T. gracilis*, et *T. gambiana*). La chute des taux d'œstradiol est donc moins marquée que celle de la progestérone. Les taux d'œstradiol mesurés dans cette étude sont supérieurs à celui mesuré par Croix (1975) chez le Cobaye avec un taux compris entre 10 et 70 pg/ml. Les taux d'œstradiol mesurés dans ce travail sont également supérieurs à celui mesuré chez le Rat, espèce chez laquelle des résultats assez différents ont été obtenus. En

effet, les variations se situent entre 5 et 45 pg/ml selon Smith *et al.* (1975), entre 17 et 87 pg/ml selon Butcher *et al.* (1974), et entre 5 et 28 pg/ml selon Brown-Grant *et al.* (1970). Les valeurs mesurées dans notre étude sont cependant assez proches de ce qui est mesuré par Petersen (1986) chez *Microtus canicaudus*. Chez cette espèce, les variations des taux d'œstradiol se situent entre 56 et 150 pg/ml.

Nos résultats montrent que les taux plasmatiques de la progestérone sont moins élevés chez les Rongeurs sauvages que chez ceux de laboratoire, alors que les taux d'œstradiol semblent plus importants chez les Rongeurs sauvages que chez ceux de laboratoire. Cependant les travaux de Miller et Riegle (1980) ont montré l'existence d'une variation importante, en fonction de l'âge, de l'amplitude des variations de la progestérone et de l'œstradiol au cours du cycle œstrien. Ces variations des concentrations plasmatiques des stéroïdes sexuelles ne sont pas à exclure chez les espèces de Rongeurs dont les individus viennent directement du terrain (Petersen, 1986).

3°) Les travaux de Smith *et al.* (1975) et de Butcher *et al.* (1974) montrent qu'il existe chez le Rat Sprague-Dawley tant pour la progestérone que pour l'œstradiol, un pic secondaire de moindre amplitude en plus du pic majeur. Mais cette observation n'est pas conforme aux résultats de Brown-Grant *et al.* (1970) qui ne trouvent qu'un pic d'œstradiol chez le Rat. Par ailleurs, les travaux de Albertson *et al.* (1975) chez *Peromyscus maniculatus* et de Schirota et Sasamoto (1980) chez le Rat Wistar, montrent respectivement qu'il n'existe qu'un seul pic d'œstradiol et de progestérone. Il est important de noter que ces auteurs procèdent à des ponctions très fréquentes (6 ponctions par jour en moyenne). Il se pourrait que, du fait de la fréquence insuffisante des ponctions réalisées dans ce travail (fréquence quotidienne), nous n'ayons probablement pu identifier que les pics majeurs de la progestérone et de l'œstradiol. Les éventuels pics secondaires sont alors trop brefs pour être identifiés.

4°) Chez toutes les espèces de Rongeurs sauvages étudiées, les pics des taux d'œstradiol précèdent ceux des taux de progestérone. Ce résultat est tout à fait conforme aux observations faites par les divers auteurs précités. Ainsi, chez le Rat Sprague-Dawley (Butcher *et al.*, 1974 et Smith *et al.*, 1975), et chez *Microtus canicaudus* (Petersen, 1986), un pic d'œstradiol précède un pic de progestérone en fin de pro-œstrus. Selon Smith *et al.* (*op. cit.*),

le pic d'œstradiol apparaît à 9h du pro-œstrus, il est suivi à 17 h du pro-œstrus par les pics de la progestérone, de la prolactine et de la LH. Puis au cours de l'œstrus, on observe un pic de FSH.

Sur le plan fonctionnel, les oestrogènes sont responsables de la prolifération épithéliale et de la kératinisation superficielle chez les Rongeurs (Smith *et al.*, 1975). En outre, on sait depuis Kayser (1963), que l'augmentation du taux des oestrogènes dans le sang au pro-œstrus est responsable de la décharge hypophysaire de LH qui entraîne à son tour l'ovulation, et que la progestérone est responsable des modifications de l'endomètre (après sensibilisation de l'utérus par les oestrogènes), et du maintien de la gestation (voir revue *in* Vaissaire, 1977 ; *in* Idelman, 1990). Outre ce rôle sur le tractus génital, la progestérone pourrait intervenir de façon complexe et différentielle dans les mécanismes de l'ovulation (Mennin et Gorski, 1975; Leipheimer *et al.*, 1986). Le pic pro-œstrien de progestérone pourrait contribuer, d'une part, à stimuler l'induction de la LH par les oestrogènes avant l'œstrus, et d'autre part, à inhiber les décharges ovulantes les jours suivants l'œstrus (Mann et Barraclough, 1973; Freeman *et al.*, 1976; Schirota et Sasamoto, 1980). Ce pic préovulatoire est généralement observé chez les espèces multi-ovulantes comme le Rat, le Hamster, le Lapin et rare chez les mono-ovulantes comme le Singe, le Boeuf, le Mouton. Il est possible que le nombre de follicules destinés à ovuler ait un rôle important dans l'apparition de ce pic (Takahashi *et al.*, 1974; Idelman, 1990).

5°) Pour toutes les espèces étudiées, la durée des cycles de la progestérone et de l'œstradiol est très voisine de celle des modifications histologiques de la paroi vaginale. Si les cycles de la progestérone présentent souvent une période plus importante que ceux de l'œstradiol, ces différences ne sont cependant pas significatives ($p < 0,05$). Ce résultat est conforme aux observations entre autres de Brown-Grant *et al.* (1970), Kalra et Kalra (1974), et Smith *et al.* (1975) qui montrent une adéquation entre la période des cycles des stéroïdes et celle des indicateurs histologiques du cycle ovarien. Ces résultats confirment donc la validité de nos estimations de la durée des cycles œstriens des espèces de Rongeurs sauvages, faites sur la base de l'étude des modifications histologiques de la paroi vaginale.

Dans l'ensemble, les résultats de nos études histologique et hormonale conduites chez les animaux témoins, montrent que toutes les femelles étudiées présentent des cycles œstriens de courte durée. La fréquence d'apparition des œstrus chez toutes les femelles étudiées pourrait attester de l'absence de formation de corps jaune fonctionnel et permettre de penser que la pseudogestation doit être provoquée par l'accouplement ou la présence d'un mâle éventuellement. Rappelons que le terme de *pseudogestation*, défini par Everett (1961), désigne l'apparition d'une phase lutéale fonctionnelle dans un cycle non gestatif, avec des signes externes et internes d'une gestation vraie. Lorsque la formation d'un corps jaune suit toujours l'ovulation, cette pseudogestation est dite spontanée, lorsque la formation de ce corps jaune n'est pas systématique mais nécessite une stimulation particulière, la pseudogestation est dite provoquée.

Ainsi, les 5 espèces de Muridae et les 3 espèces de Gerbillidae étudiées présentent des cycles de courte durée qui seraient caractérisés par une **ovulation spontanée** et une **pseudogestation provoquée**. Ces espèces appartiendraient donc au **groupe III** des classifications de Conaway (1971), de Milligan (1975) et de Dewsbury *et al.*, (1977). Selon ces auteurs, à l'exception des familles des Pseudomyidae et des Hydromyidae qui présentent des genres dont les espèces sont du type I-A (ovulation et pseudogestation spontanées), la plupart des genres des autres familles de Muridae regroupent des espèces appartenant au type III (Gray *et al.*, 1974). En dehors de certains Microtinae et Nésomyinae, du type II (ovulation provoquée, pseudogestation induite, et cycle œstrien de durée moyenne), la plupart des genres des autres familles des Cricetidae (comme celles des Cricétinae et des Gerbillinae) sont du type III (Conaway, 1971; Dewsbury *et al.*, 1977). Nos résultats confirmeraient donc l'idée souvent admise (mais rarement démontrée chez les espèces sauvages) que les Muridae et les Cricetidae comportent principalement des espèces du type III de la classification de Conaway (ovulation spontanée et pseudogestation provoquée).

Généralement, chez les Mammifères à longue durée de vie, l'ovulation et la pseudogestation sont spontanées (Type I de Conaway). Du fait de l'inertie des processus physiologiques, la durée des cycles œstriens est moyenne (2 à 5 semaines chez les Ongulés, les

Rongeurs Hystricomorphes et les Primates supérieurs), et plus longue si une période d'œstrus suit la fin de la phase lutéale comme chez les Canidés. C'est ainsi que chez la Chienne, selon l'espèce, on observe 2 à 6 mois de diœstrus pour un cycle œstrien de 180 jours (Vaissaire, 1977).

Chez les Mammifères sauvages à courte espérance de vie (en moyenne inférieure à l'année chez les Rongeurs), soit l'ovulation (Type II de Conaway), soit la pseudogestation (type III de Conaway), devient un processus provoqué (Conaway, 1971). Dans le premier cas (ovulation provoquée et pseudogestation spontanée), on observe une synchronisation des cycles individuels par les stimuli sociaux et la proximité des mâles. La durée des cycles œstriens reste cependant assez longue et comparable à ce qui est observé chez les Mammifères du type I de Conaway. Elle est moyenne (proche d'un mois) chez les Rongeurs Microtinae comme *Microtus onchogaster*, les Lagomorphes comme *Sylvilagus floridanus*, et de nombreux insectivores comme les Soricidae. Elle est plus longue (4 à 8 semaines) chez le Furet et le Chat domestique en raison de la persistance de la phase lutéale pendant 4 à 6 semaines. Dans le second cas (ovulation spontanée et pseudogestation provoquée), on observe un raccourcissement important de la durée du cycle œstrien; c'est le type de cycle observé chez la plupart des Muridae et des Cricétidae (non Microtinae).

Selon Conaway (1971), les évolutions du type I vers les types II et III traduisent l'action des forces de sélection naturelle, qui permettent de réduire les risques de cycles non-gestatifs, lesquels seraient préjudiciables à la survie des espèces de Mammifères à courte durée de vie. Ainsi, chez les Rongeurs, les espèces de type I appartiennent à des familles (Pseudomyidae et Hydromyidae) qui se sont différenciées au miocène en absence de carnivores placentaires, sont de faibles reproducteurs (peu de portées annuelles et peu de petits par portée) et ne sont pas adaptées à un niveau élevé de prédation. Par contre, les espèces du type II (Muridae Microtinae) et du type III (autres Muridae et Cricetidae), tout comme les 8 espèces étudiées dans ce travail et la plupart des espèces sahéliennes présentent un fort taux de reproduction et des adaptations très prononcées à des pressions de prédation et de compétition élevées (Sicard, 1992).

Chez les espèces pour lesquelles le nombre de cycles observés est assez élevé, nous avons noté l'apparition de cycles de longue durée, qui sont caractérisés par une persistance quasi exclusive des CK. Ce qui laisse supposer, *a priori*, que les femelles présentent un œstrus prolongé. Cette observation n'est pas isolée. Ainsi, *Phaenacomys longicaudatus* présente des cycles de durée voisine de 21 jours (Hamilton, 1962), *Rhabdomys pumilio* présente près de 10% de cycles de durée supérieure à 10 jours (Dewsbury *et al.*, 1984) et *Microtus townsendii* présente un très faible pourcentage de cycles pouvant atteindre 28 jours (Mac Farlane et Taylor, 1982). Cet allongement de la durée des cycles correspond essentiellement à un allongement de la durée de l'œstrus chez *R. pumilio* comme dans le cas de notre étude. Chez *M. townsendii*, il correspond, soit à un allongement de la durée de l'œstrus (jusqu'à 18 jours), soit à un allongement de la durée du diœstrus (jusqu'à 14 jours). Il est essentiel de préciser que ces cycles de longue durée n'ont été observés que chez certaines femelles et qu'ils n'apparaissent pas de façon systématique chez n'importe quelle femelle. Ce résultat pourrait suggérer que ces cycles de longue durée sont le signe d'un œstrus prolongé en cas de cycles non-gestatifs. Il se peut également que l'introduction répétée de la seringue dans le cervix déclenche mécaniquement, chez certaines femelles et sous certaines conditions non contrôlées, une pseudogestation. En outre, les travaux de Petersen (1986) montrent clairement l'existence d'un allongement de la phase de kératinisation avec l'âge des femelles. Il est donc probable que ces cycles de longue durée soient le fait des femelles les plus âgées des animaux étudiés.

L'étude menée chez les animaux témoins montre donc que les espèces de Rongeurs étudiées présenteraient une ovulation spontanée et une pseudogestation provoquée. Elles appartiendraient au type III de la classification de Conaway, qui regroupe des espèces fortement prédatées, à courte durée de vie, à fort taux de reproduction. L'absence de période d'anœstrus permet de penser que la cyclicité de l'activité ovarienne est continue toute l'année. Cependant, une étude conduite sur le terrain à diverses périodes est indispensable pour vérifier que le cycle œstrien des Rongeurs sahéliens que nous avons étudiés est permanent toute l'année.

CHAPITRE II :

INFLUENCE DES FACTEURS PHYSIQUES ET TROPHIQUES SUR LE CYCLE ŒSTRIEN

II.1 – INTRODUCTION

Après avoir caractérisé les cycles œstriens des principaux Rongeurs sahéliens, il devenait important pour nous d'étudier les influences des facteurs externes dans la régulation d'une éventuelle manifestation saisonnière de cette cyclicité. Cette étude, qui est présentée dans le présent chapitre, a été conduite expérimentalement et sur le terrain.

Les facteurs physiques de l'environnement, mais aussi les facteurs trophiques et sociaux ont été reconnus être impliqués, à des degrés divers certes, dans la reproduction des Rongeurs (Drickamer, 1975) par leur action de synchronisation de nombreux rythmes biologiques (Idelman, 1990).

Ainsi la **photopériode** est considérée comme un puissant synchroniseur, responsable de la pulsativité des sécrétions hormonales impliquées dans de nombreuses fonctions (Assenmacher et Boissin, 1969) dont la reproduction (Hardy, 1970; Campbell et Schwartz, 1980; Boissin *et al.*, 1983; Lee *et al.*, 1987; Bronson, 1989); ceci, même sous nos basses latitudes où les variations saisonnières de l'éclairement quotidien sont de faible amplitude (Sicard *et al.*, 1988; Sicard *et al.*, 1992a). De même, il est reconnu que la reproduction est inhibée en dehors d'un intervalle optimal de **température** (Bronson, 1979), et il a été montré que ce rôle de la température sur l'activité reproductrice dépendrait du génotype mais aussi de la prime expérience des espèces (revue *in* Bronson, 1989). De plus, il a été largement démontré que **l'alimentation** est un facteur proximal capable d'induire une saisonnalité de la reproduction (Bronson, *op. cit.*). Enfin, **les facteurs sociaux**, qui sont également impliqués dans la régulation de cette activité, interviendraient comme des facteurs activateurs ou inhibiteurs de la maturité sexuelle et de la croissance folliculaire et influenceraient les productions hormonales des Rongeurs en particulier (Milligan, 1974; Aron, 1979; Drickamer, 1975 et 1984).

Finalement, les cycles biologiques des espèces animales et végétales en général (dont celles du Sahel) sont étroitement soumis aux fluctuations des facteurs climatiques; ceci particulièrement en région sahélienne où ces facteurs présentent une saisonnalité très marquée. Le terme "*Sahel*" désigne communément l'ensemble des régions arides situées sur la bordure

méridionale du Sahara (Poulet *et al.*, 1979). Croissance et reproduction des êtres vivants y sont le plus souvent concentrées dans les quelques mois de la très courte saison des pluies.

Les données enregistrées à la station climatologique de Djalafanka montrent (**Figure 19**):

- que les moyennes mensuelles de la pluviométrie (mm) et de l'humidité relative (%) sont respectivement supérieures à 50 mm et à 40% pendant la saison humide allant de juin à septembre;
- que les moyennes mensuelles des maxima journaliers des températures sont supérieures à 35°C pendant la saison chaude allant de mars à mai;
- et que les moyennes mensuelles des minima journaliers des températures sont inférieures à 17°C pendant la saison fraîche allant de novembre à février.

Si les caractéristiques du climat sahélien sont très tranchées, la diversité des biotopes de la région d'Oursi est très marquée (voir revue in Claude *et al.*, 1992), et si l'on considère la distribution des cinq espèces de Rongeurs étudiées dans ce chapitre, il apparaît que *G. nigeriae* et *Acomys sp.* sont des espèces spécialistes des milieux arides, alors que *T. gracilis*, *M. erythroleucus* et *A. niloticus* sont des espèces ubiquistes (**Figure 20**).

Pour mettre en évidence les variations saisonnières éventuelles des paramètres du cycle œstrien, il nous fallait donc prélever des frottis vaginaux, (1) sur le terrain, (2) au cours des trois saisons caractéristiques du climat sahélien et (3) chez des espèces différenciées de par leur aptitude à occuper les divers biotopes sahéliens.

Les conditions d'éclairement, de température et d'humidité utilisées dans notre étude expérimentale (voir Matériel et méthodes) sont en rapport avec les observations météorologiques qui caractérisent les variations annuelles du climat de cette région; et il nous a semblé indispensable de situer ces huit conditions expérimentales auxquelles ont été soumises trois espèces de Rongeurs sahéliens par rapport aux conditions climatiques que ces dernières subissent effectivement en milieu naturel dans la région de la Mare d'Oursi (**Figure 21**).

Considérant les variations annuelles de la photopériode à 14°N (latitude de capture des animaux étudiés), les jours courts expérimentaux (11L-12D) apparaissent sur le terrain entre

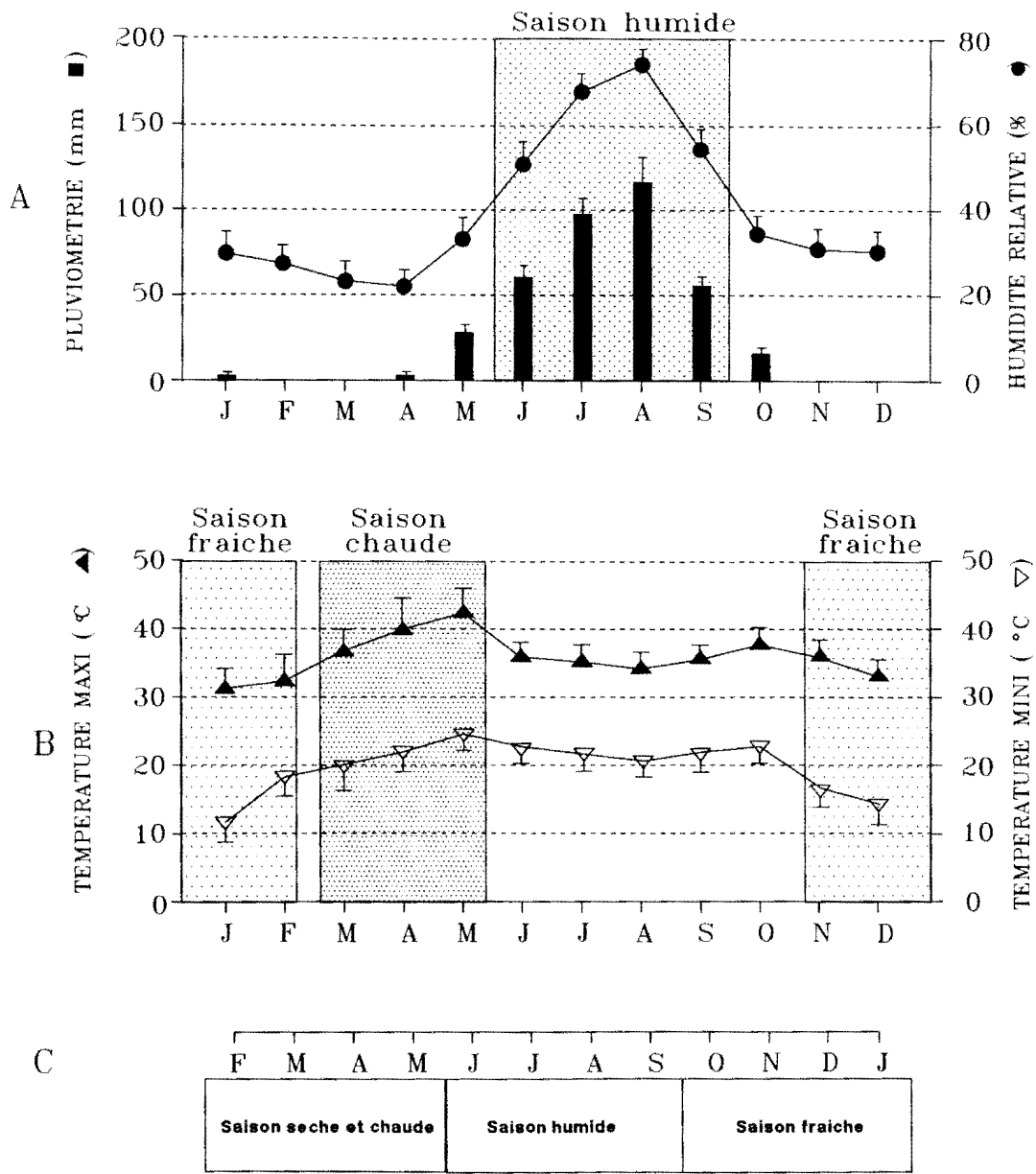
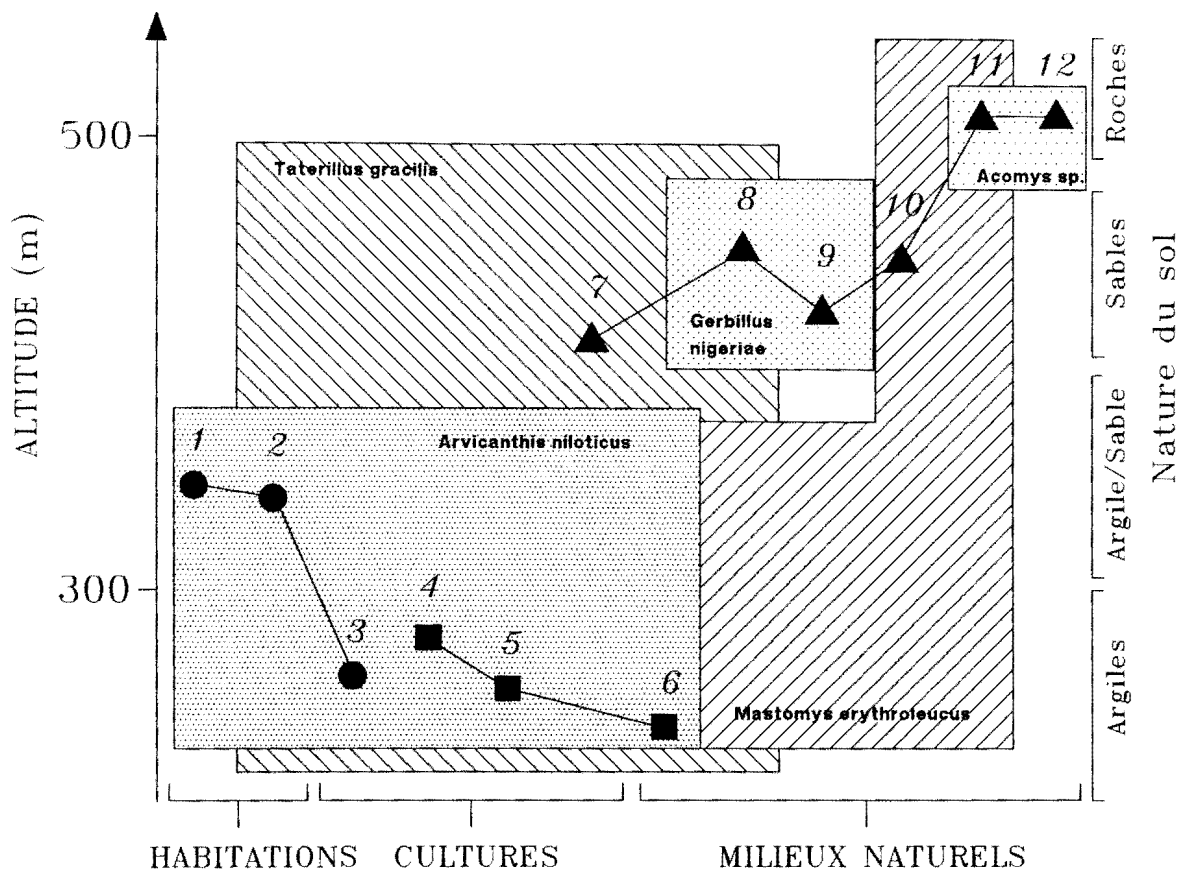


Figure 19: Présentation du climat sahélien de la Mare d'Oursi (d'après Chevallier et al. 1985). Les moyennes mensuelles de la pluviométrie et de l'humidité relative (A), et les moyennes mensuelles des maxima et des minima des températures journalières (B), permettent de distinguer trois saisons annuelles (C).



- | | |
|-------------------------------------|--|
| 1: Villages | 9: Dunes et inter-dunes |
| 2: Campements | 10: Segments amonts du réseau hydrographique |
| 3: Cultures de contre saison | 11: Inselbergs granitiques |
| 4: Champs de mil enclos | 12: Inselbergs métamorphiques |
| 5: Champs de sorgho enclos | (● MILIEUX STABLES) |
| 6: Bas fonds | (■ MILIEUX FLUCTUANTS) |
| 7: Champs de mil sur pente sableuse | (▲ MILIEUX ARIDES) |
| 8: Placages sableux éoliens | |

Figure 20: Présentation des lieux de capture des diverses espèces étudiées dans la région de la Mare d'Oursi (d'après Sicard, 1987; 1992).

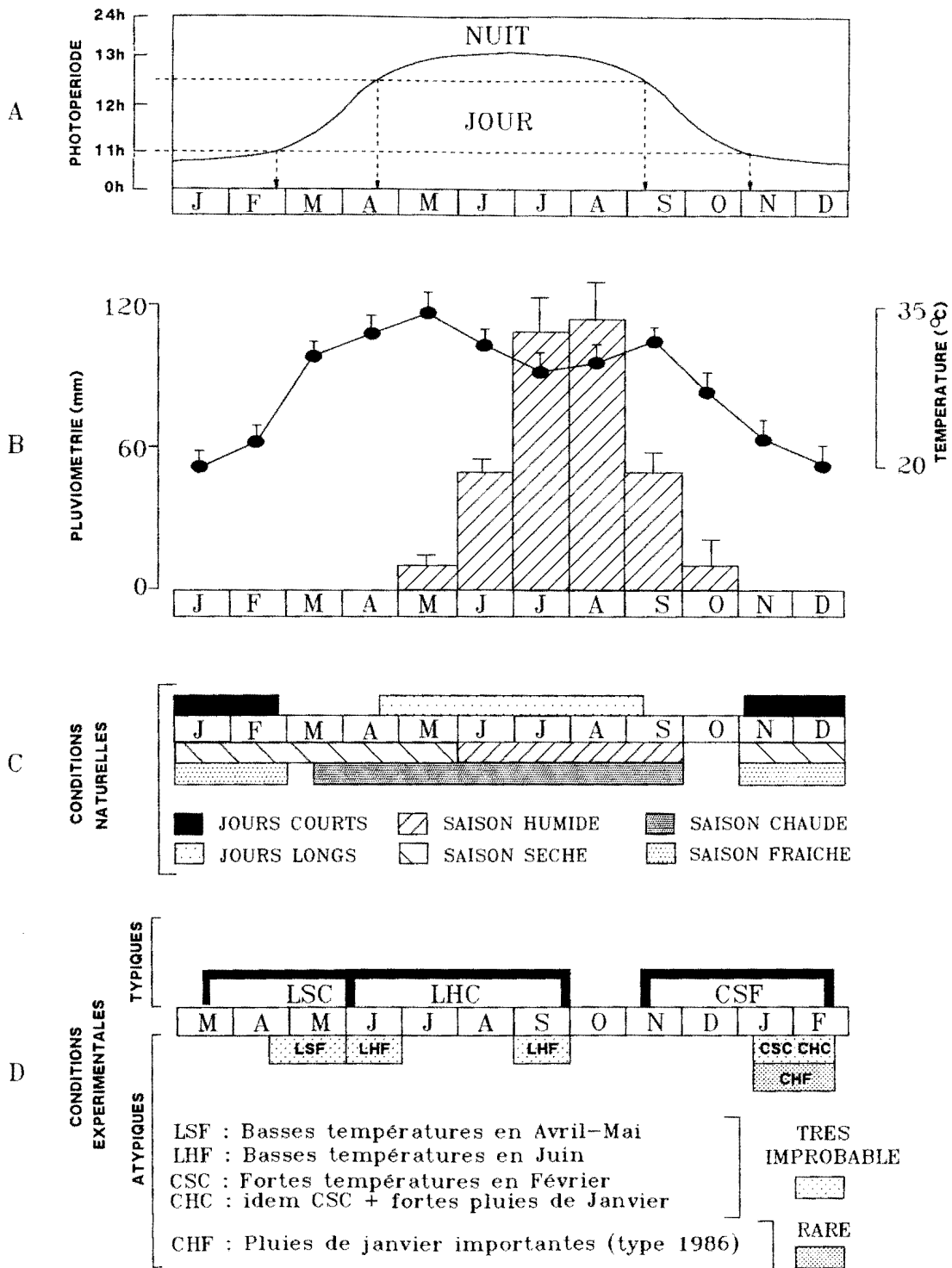


Figure 21: Analogies existant entre les conditions climatiques des milieux de capture et les 8 types de conditions expérimentales imposées aux animaux. Rappel des conditions d'éclaircement (A), de température et d'humidité (B). Analogies entre conditions naturelles (C) et expérimentales (D).

début novembre et fin février, alors que les jours longs expérimentaux ($12^{30}L-11^{30}D$) apparaissent sur le terrain entre la mi-avril et la mi-septembre (figure 21A).

Considérant les variations annuelles des moyennes mensuelles de la pluviométrie et des températures (figure 21B), les conditions expérimentales dites "humides" apparaissent sur le terrain au cours de la saison humide située entre juin et septembre alors que les conditions expérimentales dites de "restriction hydrique" apparaissent sur le terrain pendant la saison sèche située entre novembre et mai; de même, les conditions expérimentales dites de "forte température ambiante" apparaissent sur le terrain pendant la saison chaude située entre la mi-mars et la fin septembre, alors que les conditions expérimentales dites de "faible température ambiante" apparaissent sur le terrain pendant la saison fraîche située entre début novembre et fin février (figure 21C).

Il est alors possible de situer sur le calendrier des saisons les trois relations analogiques existant entre les huit conditions expérimentales (CHF, CHC, CSF, CSC, LHF, LHC, LSF, LSC) et les conditions naturelles (Figure 21D). Il apparaît que :

– (1) trois conditions expérimentales – LSC, LHC et CSF – sont comparables à des situations climatiques typiques qui apparaissent sur le terrain, respectivement en saison sèche (de mi-mars à fin mai), en saison humide (de juin à septembre), en saison fraîche (de début novembre à fin février);

– (2) que la condition expérimentale CHF correspond à une situation climatique rare où la pluviométrie des mois de janvier et de février serait significative (>30 mm), comme cela aurait été le cas à Oursi en 1986 (Sicard, 1987).

– (3) enfin que les quatre autres conditions expérimentales correspondent à des situations climatiques atypiques. En effet, si elle existait en milieu naturel, la condition LSF supposerait l'apparition de basses températures en avril - mai en plein cœur de la saison sèche et chaude. De même, la condition LHF, si elle existait en milieu naturel, supposerait que le minimum thermique relatif observé en juin - juillet baisse jusqu'à $25^{\circ}C$. La condition CSC, si elle existait en milieu naturel, correspondrait à une remontée des températures dès le mois de février. Et enfin, si elle existait en milieu naturel, la condition CHC supposerait, en plus de l'existence de cette remontée très précoce des températures, que les pluies de janvier soient importantes.

II.2 – RESULTATS

II.2.1 Variations saisonnières des cycles œstriens des Rongeurs sahéliens.

Les histogrammes de la **figure 22A** montrent que les moyennes de la durée du cycle œstrien (DCE) et de la durée de l'œstrus (DE) présentent des variations saisonnières très marquées chez les cinq espèces sahéliennes étudiées. En raison du nombre élevé des comparaisons possibles, les résultats de l'analyse statistique ont été représentés de façon symbolique sur la figure. Ainsi les symboles (t) précisent que les différences TEM vs SP, TEM vs SF ou TEM vs SS sont significatives (au risque 5%); les symboles (*) précisent que les différences SP vs SF sont significatives (au risque 5%); les symboles (\$) précisent que les différences SP vs SS sont significatives (au risque 5%); et enfin les symboles (!) précisent que les différences SF vs SS sont significatives (au risque 5%)

– Cette analyse statistique montre qu'exception faite de *A. niloticus*, les moyennes de DCE présentent des valeurs minimales au cours de la saison pluvieuse et des valeurs maximales au cours de la saison fraîche (voir (*) en figure 22A). Les moyennes de DCE mesurées pendant la saison sèche présentent des valeurs intermédiaires qui, cependant, sont significativement plus importantes que les valeurs mesurées au cours de la saison pluvieuse chez *G. nigeriae* et chez *T. gracilis* (voir (\$) en figure 22A) ou significativement moins importantes que celles mesurées au cours de la saison fraîche chez *M. erythroleucus* (voir (!) en figure 22A). Chez toutes les espèces étudiées, les moyennes de DCE mesurées chez les témoins sont situées à l'intérieur des variations saisonnières de ce paramètre, ne diffèrent jamais significativement des valeurs mesurées en saison sèche mais diffèrent significativement des valeurs mesurées en saison pluvieuse chez *Acomys sp.* et *G. nigeriae*, ou des valeurs mesurées en saison fraîche chez *T. gracilis* et *G. nigeriae* (voir (t) en figure 22A).

Cette analyse statistique montre également qu'à l'exception de *A. niloticus* et contrairement à ce qui observé pour DCE, les moyennes de DE présentent des valeurs minimales en saison fraîche et des valeurs maximales en saison pluvieuse (voir (*) en figure

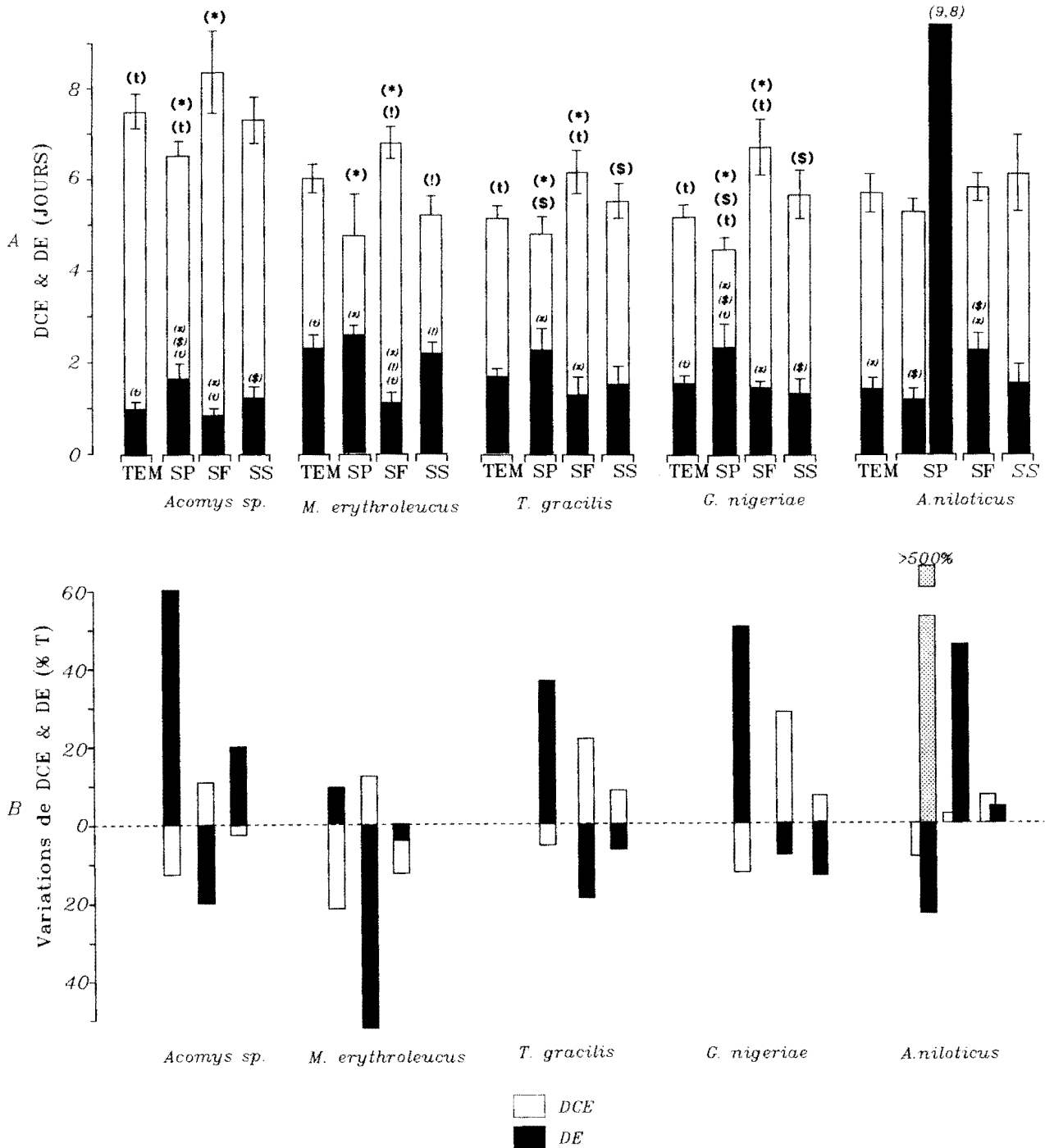


Figure 22: Variations saisonnières des paramètres du cycle oestrien. Les durées du cycle oestrien (DCE) et les durées de l'oestrus (DE) mesurées pendant les différentes saisons (pluvieuse (SP), fraîche (SF) et sèche (SS)) sont exprimées en jours (moyennes et intervalles de confiance 95%; A), puis exprimées en pourcentage de variation par rapport aux valeurs moyennes calculées chez les témoins (B).

22A). Les moyennes de DCE mesurées au cours de la saison sèche sont intermédiaires mais sont cependant significativement moins importantes que celles mesurées au cours de la saison pluvieuse chez *Acomys sp.* et *G. nigeriae* (voir (\$) en figure 22A) ou significativement plus importantes que celles mesurées en saison fraîche chez *M. erythroleucus* (voir (!) en figure 22A). Chez toutes les espèces étudiées, les moyennes de DE mesurées chez les témoins sont situées à l'intérieur des variations saisonnières de ce paramètre, ne diffèrent jamais significativement des valeurs mesurées en saison pluvieuse chez *Acomys sp.* et *G. nigeriae*, ou des valeurs mesurées en saison fraîche chez *Acomys sp.* et *M. erythroleucus* (voir (t) en figure 22A).

– Chez *A. niloticus*, des résultats très différents sont observés. La distribution de DCE devient bimodale pendant la saison pluvieuse du fait de l'apparition d'un faible pourcentage (16%) de cycles de longue durée (9,8 jours en moyenne) qui correspondent à la présence quasi-exclusive de cellules kératinisées dans les frottis. Si l'on ne considère que les cycles ordinaires, la moyenne de DCE est maximale pendant la saison sèche et minimale pendant la saison pluvieuse, mais cette tendance n'est pas significative. Par contre, la moyenne de DE est significativement moins importante pendant la saison pluvieuse que pendant la saison fraîche. Enfin, chez *A. niloticus*, les moyennes saisonnières ne diffèrent pas significativement de celles mesurées chez les témoins.

Les histogrammes de la figure 22B présentent les variations saisonnières de DCE et DE. Ces dernières sont exprimées en pourcentage de variation par rapport aux valeurs mesurées en condition d'élevage stable (groupe témoin). L'opposition de sens des variations de DCE et de DE est ainsi nettement mise en évidence chez toutes les espèces, à l'exception de *A. niloticus*, espèce pour laquelle DCE et DE varient dans le même sens. La recherche de régressions linéaires du type $Variation\ de\ DE = f(Variation\ de\ DCE)$ nous permet de préciser ce résultat. La pente des courbes des équations indiquées ci-après est négative chez toutes les espèces sauf *A. niloticus*, espèce pour laquelle cette pente est positive.

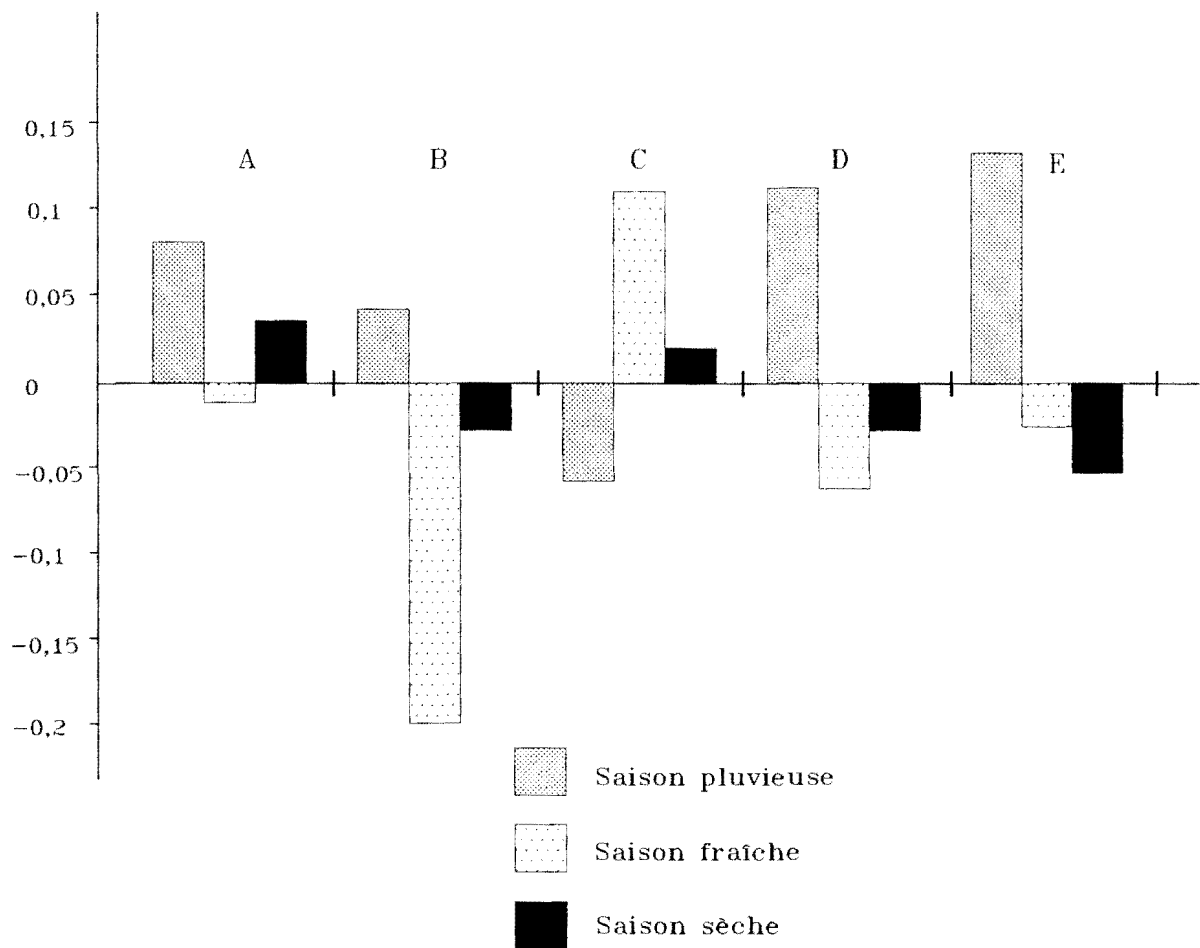
Cette étude montre : (1) l'existence d'une opposition entre les variations de DCE et de DE; (2) que les variations de DE sont plus importantes que celles de DCE (les pentes des courbes de régression de ces variations sont toutes supérieures à 1); et (3) que les variations de DE et de DCE présentent une relation de proportionnalité avec des coefficients de corrélation très élevés (sauf pour *A. niloticus* et pour *G. nigeriae*).

$$\begin{aligned}
 V_{DE}^{Acomys\ sp.} &= -3,32 V_{DCE}^{Acomys\ sp.} + 3,6214 \quad (r = 0,9959) \\
 V_{DE}^{M.\ erythroleucus} &= -1,75 V_{DCE}^{M.\ erythroleucus} - 28,6 \quad (r = 0,9994) \\
 V_{DE}^{T.\ gracilis} &= -2,04 V_{DCE}^{T.\ gracilis} + 19,491 \quad (r = 0,9067) \\
 V_{DE}^{G.\ nigeriae} &= -1,4 V_{DCE}^{G.\ nigeriae} + 20,415 \quad (r = 0,6676) \\
 V_{DE}^{A.\ niloticus} &= 2,45 V_{DCE}^{A.\ niloticus} + 8,7963 \quad (r = 0,3177)
 \end{aligned}$$

avec V_{DE} , variation saisonnière de DE et V_{DCE} variation saisonnière de DCE

Cette diversité des relations entre les variations de DCE et de DE a pour conséquence principale d'entraîner une variation importante, d'une espèce à l'autre, de la durée cumulée des périodes d'œstrus. Si l'on considère une période de temps donnée (t), il est possible de définir une "durée utile du cycle œstrien" (**DUC**), correspondant à la durée totale d'œstrus pendant ce temps t . DUC est égale au produit de la durée de l'œstrus (DE) par le nombre de cycles écoulés pendant le temps t , soit : **DUC = DE * t / DCE**

Les valeurs de DUC mesurées chez les 5 espèces étudiées au cours des trois saisons du climat sahélien ont été exprimées en pourcentage par rapport aux valeurs mesurées chez les témoins. La **figure 23** présente les résultats obtenus après un changement d'origine qui permet d'annuler la valeur de DUC mesurée chez les témoins. On remarquera, chez *Acomys sp.*, *M. erythroleucus*, *T. gracilis* et *G. nigeriae*, que DUC est maximale pendant la saison pluvieuse et minimale pendant la saison fraîche (ou sèche chez *G. nigeriae*). Contrairement à ces observations, chez *A. niloticus*, DUC (calculée sur la base des cycles "ordinaires") est minimale pendant la saison pluvieuse et maximale pendant la saison fraîche.



A : *Acomys sp.* B : *M. erythroleucus* C : *A. niloticus*
 D : *T. gracilis* E : *G. nigeriae*

Figure 23 : Variations saisonnières de la durée du cycle chez cinq espèces de Rongeurs sahéliens. Nous avons procédé à un changement de variable en prenant les DUC des témoins comme valeurs d'origine.

II.2.2.- Variations expérimentales des cycles œstriens des trois principaux

Muridae sahéliens.

Rappelons que des lots de femelles *Acomys sp.*, *M. erythroleucus*, et *A. niloticus* ont été constitués et soumis respectivement aux effets combinés de deux types d'éclairéments (12³⁰L vs 11L), de deux types de conditions hydriques (régime humide vs régime sec), et de deux types d'ambiance thermique (20-25°C vs 30-35°C). Ainsi, huit groupes expérimentaux ont été constitués pour chacune de ces trois espèces : LHF, CHF, LHC, CHC, LSF, CSF, LSC, CSC (voir Matériels et Méthodes).

Les histogrammes de la **figure 24** présentent les moyennes (et leurs intervalles de confiance au risque 5% d'erreur) de la durée du cycle œstrien (DCE) et de la durée de l'œstrus (DE) mesurées dans les divers groupes expérimentaux de chacune de ces trois espèces.

Chez *Acomys sp.* (figure 24A), les comparaisons par groupes appariés, qui ne se distinguent que par les conditions d'humidité, (LHF vs LSF, CHF vs CSF, LHC vs LSC, CHC vs CSC), montrent :

- (1) que DCE est toujours, au risque 5% d'erreur, moins importante dans les groupes bénéficiant de conditions humides que dans ceux soumis à une restriction hydrique sévère (voir (*) en figure 24A);
- (2) qu'à l'inverse, DE est toujours, au risque 5% d'erreur, significativement plus importante dans les groupes bénéficiant de conditions humides que dans ceux soumis à une restriction hydrique sévère.

Les comparaisons par groupes appariés, qui ne se distinguent que par les conditions de température, (LHF vs LHC, CHF vs CHC, LSF vs LSC, CSF vs CSC), montrent que :

- (1) DCE est toujours plus importante dans les groupes soumis à une température ambiante modérée que dans les groupes soumis à une forte température ambiante;
- (2) par contre, DE est toujours moins importante dans les groupes soumis à une température ambiante modérée que dans les groupes soumis à une forte température ambiante.

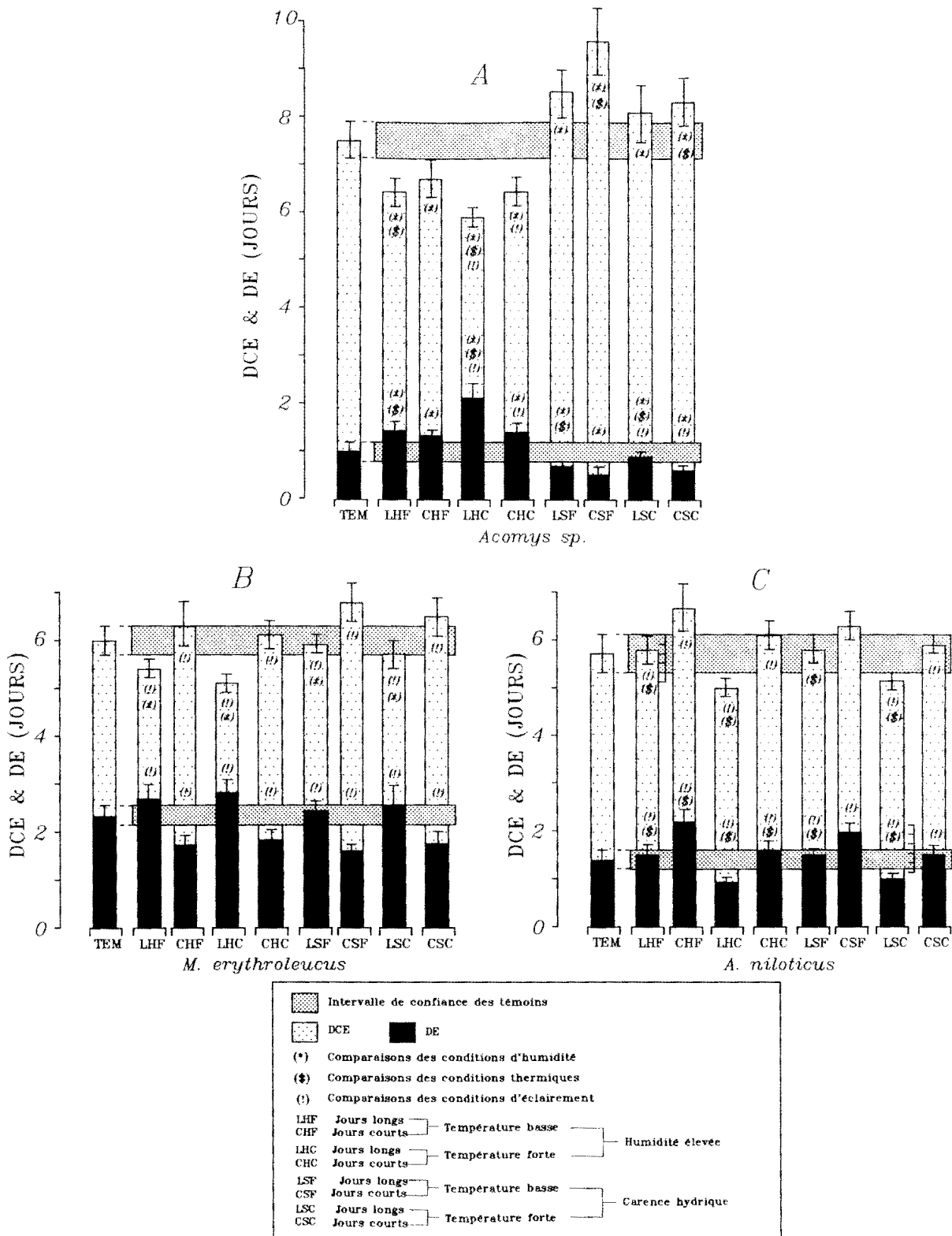


Figure 24: Variations expérimentales de la durée du cycle oestrien (DCE) et de la durée de l'oestrus (DE) chez trois espèces de rongeurs sahéliens.

Les moyennes de DCE et de DE (déterminées par la technique des frottis vaginaux) ont été calculées en début d'expérience (TEM) et, en fin d'expérience chez les animaux répartis en huit groupes (LHF, CHF, CHC, LSF, CSF et CSC), et sont représentées avec leurs intervalles de confiance au risque 5%.

L'observation des intervalles de confiance de ces moyennes montre qu'au risque 5% d'erreur, la plupart de ces différences sont significatives : LHF vs LHC pour DCE et DE, ainsi que LSF vs LSC pour DE et que CSF vs CSC pour DCE (voir (\$) en figure 24A).

Les comparaisons par groupes appariés, qui ne diffèrent que par les conditions d'éclairage (LHF vs CHF, LHC vs CHC, LSF vs CSF, LSC vs CSC), montrent que :

- (1) DCE est toujours moins importante dans les groupes placés en jours longs que dans ceux placés en jours courts;
- (2) par contre, DE est toujours plus importante dans les groupes placés en jours longs que dans ceux placés en jours courts.

L'observation des intervalles de confiance montre qu'au risque 5% d'erreur, ces différences ne sont cependant qu'assez rarement significatives : LHC vs CHC pour DCE et DE, ainsi que LSC vs CSC pour DE (voir (!) en figure 24A).

Enfin, et en général, les moyennes de DCE et de DE mesurées dans ces divers groupes expérimentaux diffèrent significativement, au risque 5% d'erreur, des moyennes de ces deux paramètres mesurées chez les témoins (voir les rectangles horizontaux et ponctués de la figure 24A qui représentent les intervalles de confiance de DCE et de DE obtenus chez les témoins).

Chez *M. erythroleucus* (figure 24B), les comparaisons par groupes appariés, qui ne diffèrent que par les conditions d'éclairage (LHF vs CHF, LHC vs CHC, LSF vs CSF, LSC vs CSC), montrent :

- (1) que les moyennes de DCE sont toujours moins importantes, au risque 5% d'erreur, dans les groupes placés en jours longs que dans ceux placés en jours courts;
- (2) qu'à l'inverse, les moyennes de DE sont toujours plus importantes, au risque d'erreur 5%, dans les groupes placés en jours longs que dans ceux placés en jours courts (voir (!) en figure 24B).

Les comparaisons par groupes appariés, qui ne se distinguent que par les conditions d'humidité (LHF vs LSF, CHF vs CSF, LHC vs LSC, CHC vs CSC), montrent :

- (1) que les moyennes de DCE sont moins importantes dans les groupes bénéficiant de conditions humides que dans ceux soumis à une restriction hydrique sévère;

- (2) qu'à l'inverse, les moyennes de DE sont plus importantes dans les groupes bénéficiant de conditions humides que dans ceux soumis à une restriction hydrique sévère.

Cependant, l'observation des intervalles de confiance montre qu'au risque 5% d'erreur, ces différences ne sont que rarement significatives : LHF vs LSF et LHC vs LSC pour DCE uniquement (voir (*) en figure 24B).

Les comparaisons par groupes appariés, qui ne se distinguent que par les conditions de température (LHF vs LHC, CHF vs CHC, LSF vs LSC, CSF vs CSC), montrent que :

- (1) les moyennes de DCE sont en général plus importantes dans les groupes soumis à une température ambiante modérée que dans les groupes soumis à une forte température ambiante;
- (2) les moyennes de DE sont toujours moins importantes dans les groupes soumis à une température ambiante modérée que dans les groupes soumis à une forte température ambiante.

Toutefois, l'observation des intervalles de confiance montre qu'au risque 5% d'erreur, aucune de ces différences n'est statistiquement significative.

Enfin, et en général, seulement quelques-unes des moyennes de DCE et de DE mesurées dans ces divers groupes expérimentaux diffèrent significativement, au risque 5% d'erreur, des moyennes de ces deux paramètres mesurées chez les témoins (voir les rectangles horizontaux et ponctués de la figure 24B qui représentent les intervalles de confiance de DCE et de DE obtenus chez les témoins).

Chez *A. niloticus* (Figure 24C), les comparaisons par groupes appariés, qui ne diffèrent que par les conditions d'éclairément (LHF vs CHF, LHC vs CHC, LSF vs CSF, LSC vs CSC), montrent que :

- (1) les moyennes de DCE sont souvent (à l'exception du couple LSF vs CSF pour DCE) significativement moins importantes, au risque 5% d'erreur, dans les groupes placés en jours longs que dans ceux placés en jours courts;
- (2) contrairement à ce qui est observé chez *Acomys sp* et *M. erythroleucus*, les moyennes de DE présentent la même tendance que celles de DCE : ces moyennes sont en effet

toujours significativement moins importantes , au risque 5% d'erreur, dans les groupes placés en jours longs que dans ceux placés en jours courts (voir (!) en figure 24C).

Les comparaisons par groupes appariés, qui ne se distinguent que par les conditions de température (LHF vs LHC, CHF vs CHC, LSF vs LSC, CSF vs CSC), montrent que les moyennes de DCE et de DE sont plus importantes dans les groupes soumis à une température ambiante modérée que dans les groupes soumis à une forte température ambiante.

L'observation des intervalles de confiance montre qu'au risque 5% d'erreur, à l'exception de quelques appariements (CHF vs CHC pour DCE, CSF vs CSC pour DCE et DE), ces différences sont significatives (voir (\$) figure 24C).

Les comparaisons par groupes appariés, qui ne se distinguent que par les conditions d'humidité (LHF vs LSF, CHF vs CSF, LHC vs LSC, CHC vs CSC) montrent que, au risque 5% d'erreur, DCE comme DE ne diffère pas significativement selon que les groupes bénéficient de conditions humides ou sont soumis à une restriction hydrique sévère.

Enfin, seulement quelques-unes des moyennes de DCE et de DE mesurées dans ces divers groupes expérimentaux diffèrent significativement, au risque 5% d'erreur, des moyennes de ces deux paramètres mesurées chez les témoins (voir les rectangles horizontaux et ponctués de la figure 24C).

Les moyennes expérimentales de DCE et de DE décrites au paragraphe précédent ont été exprimées en pourcentage de variation par rapport aux valeurs de ces deux paramètres mesurées chez les témoins (**Figure 25**), ceci, en ordonnant les groupes expérimentaux en abscisse par ordre de pertinence des facteurs physiques étudiés (**humidité, température et éclairage**). Considérés dans leur ensemble, les résultats obtenus nous conduisent à trois remarques :

1°) Il existe une hiérarchie très nette de l'incidence des trois facteurs étudiés sur les paramètres du cycle œstrien. Cette hiérarchie s'établit comme suit : humidité, température et photopériode chez *Acomys sp*; photopériode et humidité chez *M. erythroleucus*; photopériode et température chez *A. niloticus*.

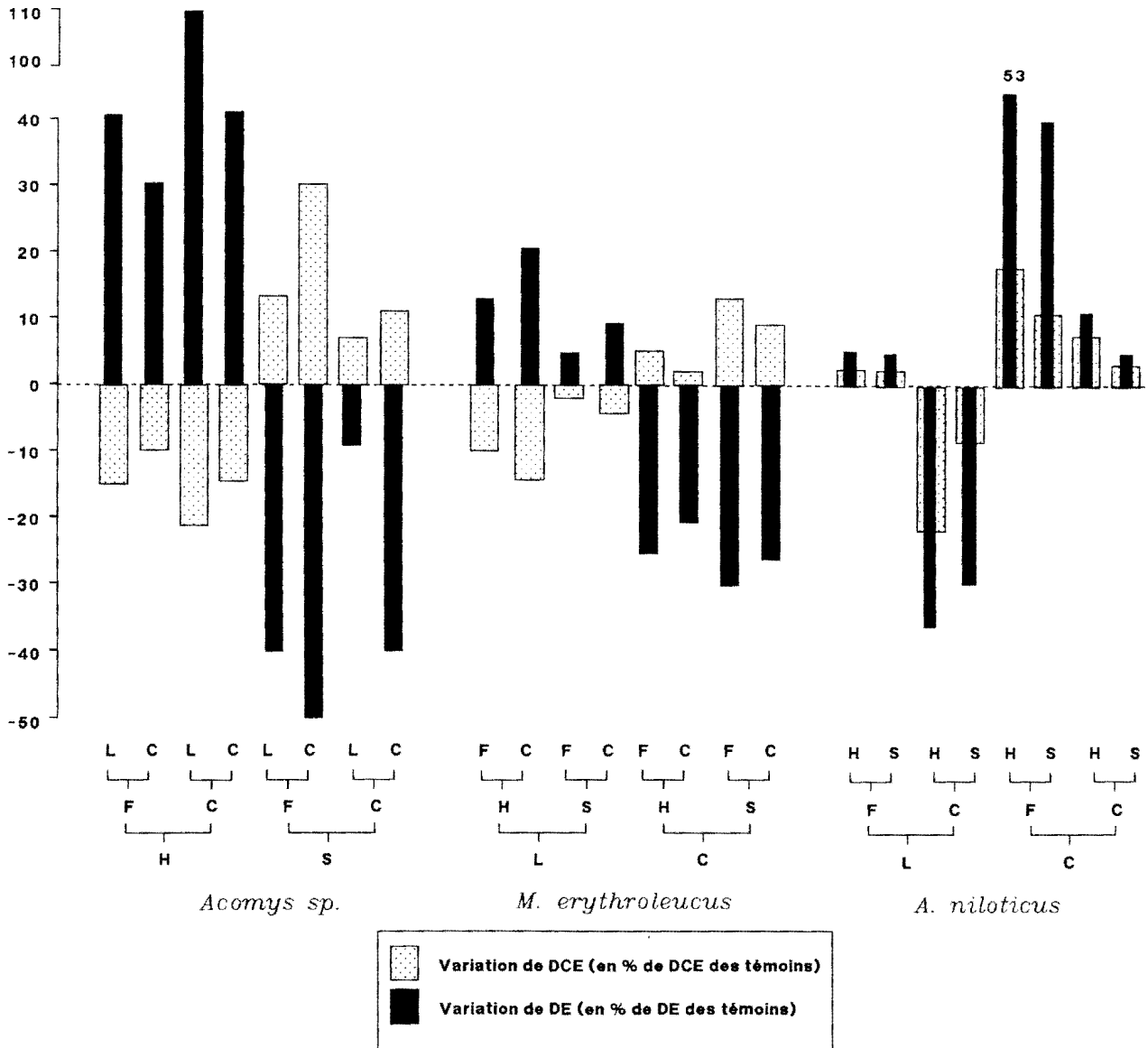


Figure 25: Variations expérimentales de la durée du cycle oestrien (DCE) et de la durée de l'oestrus (DE) chez trois espèces de rongeurs sahéliens.

Les moyennes de DCE et de DE (déterminées par la technique des frottis vaginaux) ont été calculées en début d'expérience (TEM) et en fin d'expérience chez les animaux répartis en huit groupes (LHF, CHF, CHC, LSF, CSF, LSC et CSC). Les variations de DCE et DE observées dans les huit groupes expérimentaux ont été exprimées en pourcentage par rapport aux valeurs mesurées chez les témoins. L'ordre de présentation des résultats permet de mettre en évidence l'existence d'une hiérarchie de l'influence des facteurs étudiés (photopériode, humidité et température).

2°) Les équations des courbes des régressions linéaires du type $DCE = f(DE)$ présentées ci-dessous présentent des coefficients de corrélation élevés ($r = 0,97$ chez *A. niloticus*; $0,90$ chez *M. erythroleucus*; $0,89$ chez *Acomys sp.*). Cela montre que, comme les variations saisonnières étudiées au chapitre précédent, les variations expérimentales de DCE (VE_{DCE}) et de DE (VE_{DE}) sont corrélées. Les pentes de ces équations étant négatives chez *Acomys sp.* et *M. erythroleucus* (respectivement $-2,82$ et $-2,1$) et positives chez *A. niloticus* ($+3,12$), on retrouve le fait que les variations de DCE et de DE sont de sens contraires chez *Acomys sp.* et *M. erythroleucus*, alors qu'elles sont de sens identiques chez *A. niloticus*.

3°) Chez les trois espèces étudiées, les pentes des équations $DCE = f(DE)$ ont toutes une valeur absolue supérieure à 1. A l'instar de l'étude des variations saisonnières de DCE et de DE, ce résultat montre que les variations de DE sont plus importantes que celles de DCE.

$$DCE_{A. niloticus} = +3,1153 * DE_{A. niloticus} - 2,03; (r = 0,9733).$$

$$DCE_{M. erythroleucus} = -2,105 * DE_{M. erythroleucus} - 8,104; (r = 0,8988).$$

$$DCE_{Acomys sp.} = -2,819 * DE_{Acomys sp.} + 10,276; (r = 0,8941).$$

Les variations expérimentales de la durée utile du cycle (DUC) – telle qu'elle a été définie au paragraphe précédent – ont pu être déterminées en appliquant de même un changement d'origine qui permet d'annuler les valeurs de DUC mesurées chez les témoins.

Les valeurs obtenues sont présentées en **figure 26** où l'ordre des groupes a été choisi afin de faire paraître clairement les correspondances entre ces conditions expérimentales et les conditions climatiques saisonnières, typiques, rares et atypiques.

Il apparaît que les variations les plus importantes observées sont celles qui sont induites par des conditions expérimentales qui correspondent aux situations climatiques de saison pluvieuse et de saison fraîche.

Les variations de la durée utile du cycle œstrien (DUC) observées pour les trois conditions expérimentales qui correspondent à des situations climatiques typiques (LHF = saison humide; CSF = saison fraîche; LSC = saison sèche) sont très comparables aux variations saisonnières correspondantes de DUC (**Figure 27**).

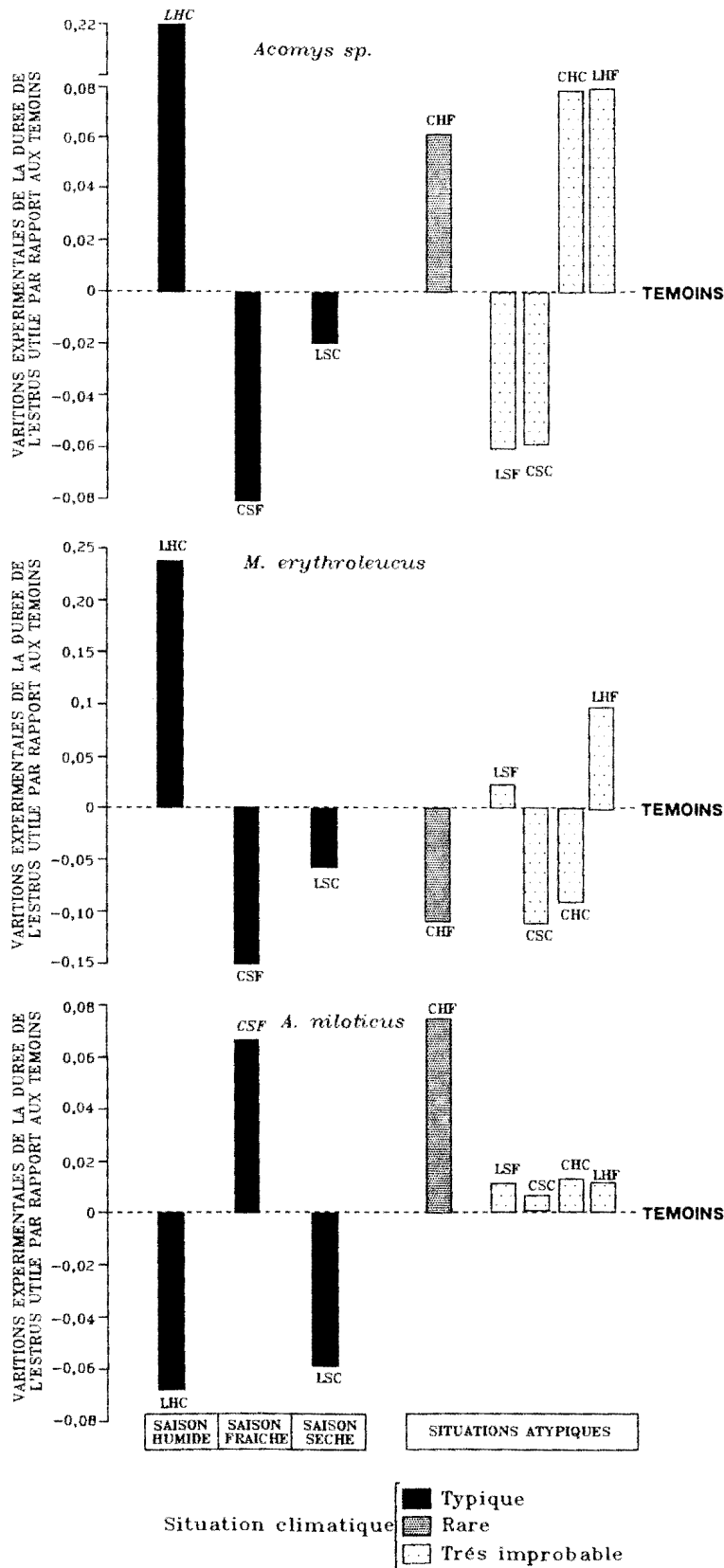


Figure 26: Durée utile du cycle oestrien (DUC) en fonction des conditions expérimentales imposées aux animaux. Les résultats obtenus sont présentés après avoir classé les conditions expérimentales en fonction de leur similitude avec des conditions climatiques saisonnières observées dans la région de capture des animaux.

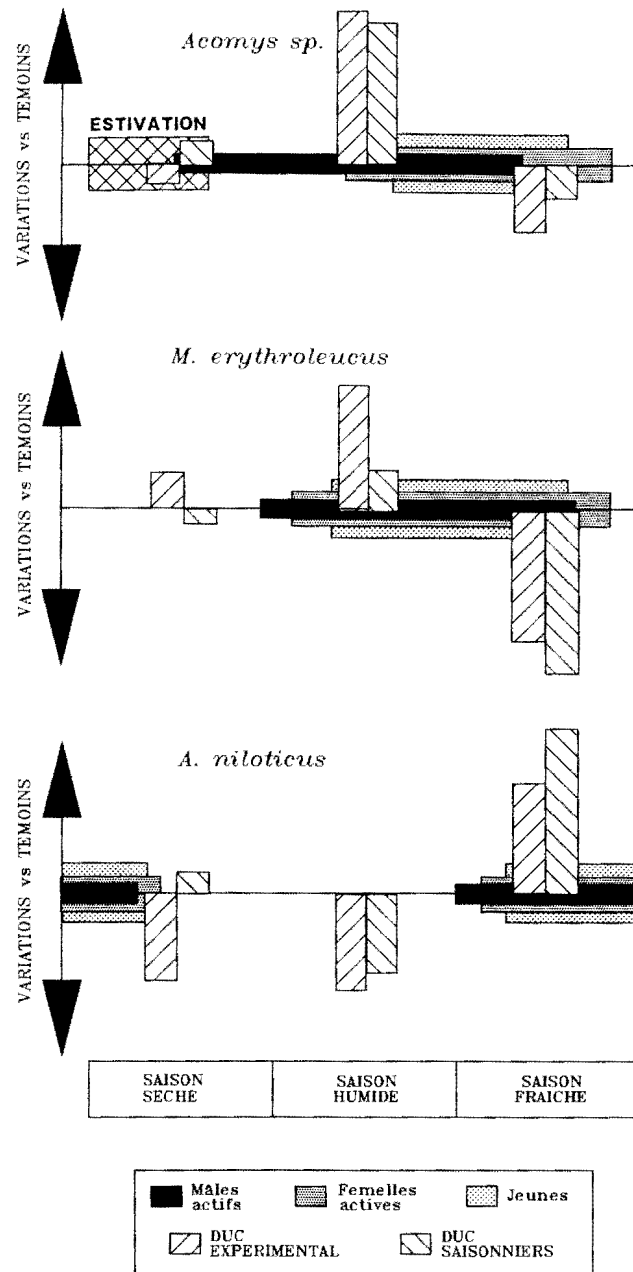


Figure 27: Variations saisonnières et expérimentales de la durée utile de l'oestrus (DUC) chez trois Muridés sahéliens.

Ont été rappelées les périodes de reproduction de ces espèces, périodes déterminées de 1984 à 1988 (d'après Sicard, 1987, 1992).

De plus, si l'on considère les résultats acquis antérieurement (de 1984 à 1988) sur les cycles de reproduction des trois espèces étudiées, il apparaît également que les valeurs maximales de DUC sont toujours observées en début de période de reproduction alors que les valeurs minimales de ce paramètre sont observées à la fin de l'effort annuel de reproduction (figure 27).

II.3 – DISCUSSION

Rappelons que l'étude préliminaire conduite chez les témoins élevés en conditions standard, que nous avons présentée dans le premier chapitre, nous a permis de caractériser la durée du cycle œstrien (DCE = moyenne des intervalles successifs entre les pics de kératinisation), et la durée de l'œstrus (DE = durée moyenne des périodes de forte kératinisation) chez les principales espèces de Rongeurs soudano-sahéliens.

Les moyennes saisonnières de DCE et de DE mesurées chez *Acomys sp*, *M. erythroleucus*, *A. niloticus*, *T. gracilis* et *G. nigeriae* montrent que ces deux paramètres présentent des variations saisonnières très marquées. Ces variations ne sont pas indépendantes l'une de l'autre, puisque l'étude corrélatrice montre :

- d'une part, que les variations de DE sont toujours plus importantes que celles de DCE;
- d'autre part, qu'il existe une relation inverse entre les variations de DE et de DCE chez toutes les espèces étudiées, à l'exception de *A. niloticus*, espèce chez laquelle cette relation est positive.

Ce résultat montre que les mécanismes physiologiques responsables de l'allongement ou du raccourcissement de la durée du cycle œstrien ne sont pas indépendants de ceux qui sont responsables de l'allongement ou du raccourcissement de la durée de l'œstrus. La conséquence directe de ce fait est que la durée utile du cycle est maximale au cours de la saison pluvieuse chez toutes les espèces étudiées, sauf pour *A. niloticus*, chez laquelle, la durée utile du cycle est maximale au cours de la saison fraîche. Rappelons que la durée utile du cycle œstrien (DUC) est la durée absolue de l'œstrus calculée sur une longue période de temps, compte tenu

de la durée du cycle œstrien. Si l'on considère que la durée utile du cycle est un indicateur direct du temps pendant lequel les femelles sont réceptives aux mâles en pleine activité sexuelle, la signification adaptative des variations saisonnières de DUC mises en évidence dans ce travail apparaît clairement. En effet, toutes les espèces de Rongeurs étudiées présentent un démarrage de leur activité reproductrice plus ou moins tôt au début de la saison pluvieuse (Sicard, 1987), à l'exception de *A. niloticus*. Chez cette espèce, le démarrage de la reproduction, plus tardif que chez les autres espèces, apparaît en début de saison fraîche (Sicard *et al.*, 1992a). Du reste, c'est chez cette dernière espèce qu'un faible pourcentage de cycles de longue durée apparaît au cours de la saison pluvieuse. Ceux-ci correspondent probablement à des frottis effectués sur des femelles âgées.

L'étude expérimentale des effets combinés de l'éclairement, de l'humidité, et de la température sur DCE et DE a été conduite chez 3 Muridae sahéliens (*Acomys sp.*, *M. erythroleucus* et *A. niloticus*). Cette étude montre que l'amplitude des variations expérimentales de DE est généralement plus importante que celle de DCE et que les variations de DCE et DE sont en relation inverse chez *Acomys sp.* et *M. erythroleucus*, alors qu'elles sont en relation directe chez *A. niloticus*. Ce résultat est donc comparable à celui observé lors de l'étude des variations saisonnières de DCE et de DE et confirme l'existence de fortes relations entre les mécanismes de régulation de ces deux caractéristiques temporelles des cycles œstriens. Il peut être rapproché des observations faites par Daketse (1975), qui montre que l'association des facteurs externes (qualité de l'alimentation, température et photopériode) détermine les conditions optimales de la reproduction chez *Microtus arvalis*. Le rôle des interactions entre ces facteurs est primordial; par exemple, le comportement alimentaire de l'animal varie avec la température (Daketse, *op. cit.*). L'activité reproductrice des Rongeurs africains dépend, elle aussi, des effets de l'alimentation (voir revue *in* Neal et Alibhay, 1991), de la température (Ghobrial et Hodieb, 1982; Vivien-Roels et Pevet, 1983) et de l'humidité relative. Une humidité relative trop basse diminuerait le poids des organes génitaux mâles et femelles. Sicard *et al.* (1985) et Sicard (1987) ont montré les relations qui existent entre, d'une part, la pluviométrie et l'importance de la production primaire, et de l'autre, la production primaire (aliment des Rongeurs), le métabolisme hydrique et les dépenses énergiques de ces

animaux. Il en ressort que, sauf pour *A. niloticus*, il existe une corrélation entre les disponibilités en énergie du milieu et la période de reproduction.

L'étude expérimentale montre également qu'il existe une hiérarchie des influences des trois facteurs étudiés. Ainsi l'humidité est un facteur principal chez *Acomys sp.*, espèce chez laquelle la température et l'éclairement jouent respectivement un rôle secondaire et tertiaire. La photopériode est un facteur principal chez *M. erythroleucus* et *A. niloticus*, espèces chez lesquelles l'humidité et la température jouent un rôle secondaire. Les effets des jours longs sur DUC sont positifs chez *Acomys sp.* et *M. erythroleucus*, alors qu'ils sont négatifs chez *A. niloticus*. Ce résultat peut être comparé aux conclusions de l'étude faite par Thibault *et al.* (1966) sur *Microtus arvalis* qui montre l'existence d'une photopériode optimum pour l'ovulation et l'influence de tous les facteurs étudiés, (à l'exception de la température), sur la synthèse des gonadotropines. Il peut être aussi rapproché des observations faites au cours de l'étude de la régulation de l'activité testiculaire des espèces sahéliennes (Sicard *et al.*, 1988). Cette étude a montré que *A. niloticus* présente un mécanisme endogène de photogonadosensibilité comparable à celui des espèces de type jours courts, comme le Vison (Boissin et Canguilhem, 1988), alors que chez *Acomys sp.* et *M. erythroleucus*, ce mécanisme endogène est comparable à celui des Mammifères de type jours longs. Cependant les disponibilités alimentaires sont l'un des facteurs limitants de la dynamique des populations des Muridae et des Gerbillidae soudano-sahéliens (Hubert *et al.*, 1981, 1981a; Poulet, 1982). On a observé chez des femelles de *Mus musculus* soumises à des restrictions alimentaires de 80% par rapport à leur ration normale, un développement de cannibalisme vis-à-vis de leurs petits et une infertilité totale chez les femelles allaitantes, soumises à une restriction alimentaire de 60% seulement (Krackow, 1989).

L'analyse des relations entre les variations expérimentales et saisonnières de DUC est riche d'intérêt :

1°) Il apparaît, chez *Acomys sp.* et *M. erythroleucus*, et dans une moindre mesure chez *A. niloticus*, que les variations expérimentales de DUC les plus importantes sont obtenues pour les trois conditions qui correspondent à des situations climatiques typiques; résultat qui "valide" notre choix des conditions expérimentales utilisées.

2°) L'équivalence présumée entre les conditions expérimentales LHC, CSF et LSC et les conditions climatiques des saisons humide, fraîche et sèche, se trouve en grande partie confirmée par l'étude comparative des variations expérimentales et saisonnières de DCE et de DE. Cette équivalence est cependant plus nette chez *Acomys sp* et *M. erythroleucus* que chez *A. niloticus*.

3°) Enfin, les variations de DUC obtenues pour la condition CHF, qui correspond à une situation climatique rare (pluies précoces en janvier – février), est en général importante. Cette variation est positive chez *Acomys sp.* et *A. niloticus* et négative chez *M. erythroleucus*. Ce résultat est à rapprocher des observations faites en 1986 par Sicard (1987) qui a constaté une pullulation importante de *A. niloticus* et dans une moindre mesure de *Acomys sp.*. Au cours de la même période, aucune population de *M. erythroleucus* n'a présenté de modification démographique. Cette espèce connaît cependant de forts taux de fécondité (jusqu'à 28 embryons en une portée, selon Gautun et Sicard (1985)). Les variations de DUC ne sont certes pas les seules explications du phénomène des pullulations qui correspondent également à une désynchronisation des mécanismes de régulation de l'activité testiculaire (Sicard *et al.*, 1992). Néanmoins, les résultats obtenus dans cette étude permettent d'intégrer le rôle des femelles dans les modèles prévisionnels des pullulations.

CONCLUSION GENERALE

Les modifications du contenu cellulaire de la lumière vaginale et les variations des concentrations plasmatiques de l'œstradiol et de la progestérone montrent que les Rongeurs soudano-sahéliens et sahéliens étudiés présentent des cycles œstriens de courte durée, caractérisés par une ovulation spontanée et une pseudogestation provoquée. Ce type de cycle œstrien, qui permet d'associer ces espèces au groupe III de la classification de Conaway, est parfaitement adapté aux caractéristiques démographiques (durée de vie courte, taux de reproduction élevé) et écologiques (taux de prédation et de compétition importants) de ces espèces. L'étude des variations saisonnières des frottis vaginaux montre que les mécanismes de régulation de la durée du cycle œstrien et de la durée de l'œstrus sont étroitement liés, probablement parce que ces deux facteurs déterminent finalement la durée utile du cycle, c'est-à-dire la durée absolue pendant laquelle les femelles sont sensibles aux mâles. Il ressort principalement de cette étude que la durée utile du cycle œstrien est maximale au moment de l'année qui correspond à la reprise de l'activité sexuelle et minimale au moment de l'année qui correspond à l'arrêt de cette activité; ce qui laisse supposer la signification adaptative de tels mécanismes. Cette remarque est particulièrement importante dans le cas de *Acomys sp.* car il a été montré (Sicard *et al.*, 1988) que les mâles de cette espèce ont une photogonadosensibilité telle que le démarrage de l'activité testiculaire intervient dès la fin de la période d'estivation alors que le démarrage de l'activité sexuelle des femelles (femelles gestantes ou allaitantes) n'apparaît qu'en cours de saison pluvieuse. Les résultats obtenus dans ce travail montrent que le décalage important observé entre les cycles d'activité sexuelle des mâles et des femelles chez *Acomys sp.* résulterait de la forte dépendance de l'activité ovarienne vis-à-vis des conditions d'humidité.

L'étude des variations expérimentales des frottis vaginaux nous a permis de mettre en évidence le rôle de la photopériode, de la température et de l'humidité sur la durée utile du cycle et de montrer que les influences de ces facteurs sont hiérarchisées. Cette étude nous a permis de montrer que les conditions expérimentales qui correspondent à des situations climatiques typiques (saison pluvieuse, saison fraîche et saison sèche) induisent des durées utiles du cycle qui sont assez comparables à ce qui est observé sur le terrain au cours des saisons correspondantes. Ce résultat semble donc montrer que les variations saisonnières de la

durée utile du cycle résultent des effets de facteurs climatiques étudiés, mais on peut également penser que les écarts observés entre ces deux types de variations traduisent l'intervention des facteurs sociaux, reconnus capables d'agir sur la maturation sexuelle des femelles et sur la cyclicité de l'activité ovarienne par de nombreux auteurs (Pasley et McKinney, 1973; Milligan, 1974; Drickamer, 1975; Vandenberg, 1980; Sahu et Ghosh, 1982; Westlin et Gustafsson, 1988).

Rappelons qu'en 1986, une pullulation de *A. niloticus* a été observée par Sicard (1987) suite à une situation climatique exceptionnelle qui correspond à une de nos conditions expérimentales (CHF) pour laquelle la durée utile du cycle est la plus importante de celles que nous avons obtenues chez cette espèce. Les résultats obtenus sont donc très complémentaires des études menées sur la régulation de l'activité testiculaire et peuvent être intégrés dans les modèles d'analyse des mécanismes des pullulations de Rongeurs, élaborés par le programme ECOPHY. Cependant, il nous semble indispensable d'engager une étude plus approfondie, élargie aux effets des facteurs sociaux (présence du mâle et effet des densités) sur la cyclicité de l'activité ovarienne et la fécondité des femelles.

BIBLIOGRAPHIE

1. ADAMS C. et NORRIS M. L. (1973). Observations on reproduction in the mongolian gerbil, *Meriones unguiculatus*. *J. Reprod. Fert.* **33**, 185-188
2. AJAYI S. S. (1975). Observations on the biology, domestication and reproductive performance of the african giant Rat, *Cricetomys gambianus* Waterhouse in Nigeria. *Mammalia* **39(3)**, 343-644
3. ALBERTSON B. D., BRADLEY E. L. et TERMAN C. R. (1975). Plasma progesterone concentrations in prairie deermice (*Peromyscus maniculatus bairdii*) from experimental laboratory populations. *J. Reprod. Fert.* **42** , 407-411.
4. ALLEN E. (1922). The estrous cycle in the mouse. *Amer. J. Anat.* **30** : 297-371.
5. ALLEN G.M. (1939). A checklist of african mammals. *Bull. Mus. Comp. Zool. Harvard Coll.* **83**, 1-763.
6. ARON C. (1979). Mechanisms of control of the reproductive function by olfactory stimuli in female mammals. *Physiol. Reviews*, **59 (2)**, 229-255
7. ASSENMACHER I. et BOISSIN J. (1969). Rythmes annuels et circadiens du fonctionnement cortico-surrénalien et thyroïdien en relation avec le réflexe photosexuel. *in "Neuroendocrinology", Colloques Nat., CNRS, n°927.*
8. BARFIELD M.A. et BEEMAN A. E. (1968). The œstrus cycle in the mongolian gerbil, *Meriones unguiculatus*. *J. Reprod. Fert* **17**, 247-251.
9. BOISSIN J, BOISSIN-AGASSE L., MAUREL D. et SEMPERE A. (1983). Cycle annuel de la fonction gonadotrope et de la prolactinémie; régulation de l'activité testiculaire saisonnière. *Annales d'Endocrinologie*, **44**, 319-321.
10. BOISSIN J. et CANGUILHEM B. (1988). Les rythmes circannuels chez les Mammifères. *Arch. int. Physiol.* **96**, A 289-A345.
11. BRONSON F. H. (1979). The reproductive ecology of the house mouse. *The Quarterly Rev. of Biol.*, **54**, 265-278.
12. BRONSON F. H. (1989). *Mammalian reproductive biology*. Chicago university Press, Chicago; 352pp.

13. BROWN-GRANT K., EXLEY D. et NAFTOLIN F. (1970). Peripheral plasma œstradiol and luteinizing hormone concentration during the oestrous cycle of the Rat. *J. of Endocrinology* **48**, 295-296.
14. BUTCHER R. L., COLLINS W. E. et FUGO N.W. (1974). Plasma concentrations of LH, FSH, prolactin, progesterone estradiol 17 β throughout the 4-day estrous cycle in the Rat. *Endocrinology*, **94**, 1704-1708.
15. CAMPBELL C. S. et SCHWARTZ N. B. (1980). The impact of constant light on the estrous cycle of the Rat. *Endocrinology* **106**, 1230-1238.
16. CHEVALLIER P., CLAUDE J. POUYAUD B. et BERNARD A. (1985). Hydrologie de la mare d'Oursi (Burkina Faso). Pluies en crue au sahel. *Trav. et Doc. ORSTOM*, N°190, 251pp.
17. CLAUDE J., GROUZIS M. et MILLEVILLE P. (1992). Un espace sahélien, la mare d'Oursi (Burkina Faso), ORSTOM eds., 241pp.
18. CLUCLOW F. V. et MALLORY F. F. (1970). Œstrus and induced ovulation in the meadow vole, *Microtus pennsylvanicus*. *J. Reprod. Fert* **23**, 341-343
19. CONAWAY C. H. (1971). Ecological adaptation and mammalian reproduction. *Biol. Reprod.* **4**, 239-247.
20. COOPER K. J., FAWCETT C. P., et McCANN S. M. (1973). Variations in pituitary responsiveness to luteinizing hormone-releasing factor during the Rat estrous cycle. *J. of Endocrinology* **57**, 187-188.
21. CORBET J. B. et HILL J. E. (1980). *A world list of mammalian species*. London Brit. Mus. (Nat. Hist.) and Cornell Univ. Press, Ithaca, N. Y., pp 266
22. CROIX (1975). in *Sexualité et reproduction des Mammifères sauvages et de laboratoire*. Vaissaire J.P. Eds. Maloine S. A., Paris, 157-268.
23. DAKETSE M.-J. (1975). *Etude expérimentale de l'activité de la température sur la mortalité, la croissance et l'établissement de la puberté chez le campagnol des champs, Microtus arvalis*. Thèse de Doctorat 3^e cycle, Univ. Paris VI, Spécialité Biologie Animale, 177pp.

24. DERIVAUX (1971). in *Sexualité et reproduction des Mammifères sauvages et de laboratoire*. Vaissaire J.P. Eds. Maloine S. A., Paris, 157-268.
25. DEWSBURY D. A., ESTEP D.Q. et LANIER D. L. (1977). Estrous cycles of nine species muroïd rodents. *J. of Mammalogy* 58(1), 89-92.
26. DEWSBURY D. A., FERGUSON B. et WEBSTER D.G. (1984). Aspects of reproduction, ovulation and the estrous cycle in the african four-striped grass mice (*Rhabdomys pumilio*). *Mammalia* 48(3), 417-424.
27. DRICKAMER L. C. (1975). Female mouse maturation : relative importance of social factors and daylength. *J. Reprod. Fert.* 44, 147-150.
28. DRICKAMER L. C. (1984). Effects of very small doses of urine on acceleration and delay of sexual maturation in female house mice. *J. Reprod. fert.* 71, 475-477.
29. DUPLANTIER J. M. (1988). *Biologie évolutive des populations du genre Mastomys (Rongeurs, Muridae) au Sénégal*. Thèse de Doctorat d'Etat, mention Sciences, Université de Montpellier-II, pp 215.
30. ELLERMAN J. R. (1941). *Families and genera of living rodents*. London Brit. Mus. (Nat. Hist.) Vol. 1 and 2, pp 690.
31. EVERETT J. W. (1961). in YOUNG WC. (Ed.). *Sex and internal secretions. Vol 2*, Williams and Wilkins, Baltimore, pp 497
32. FREEMAN M. C. (1988). *The ovarian cycle of the rat*. In The physiology of reproduction. Ed Knobil and J.D. Neill, New York: Raven, 1893-1928.
33. FREEMAN M. C., DUKPE K. C. et CROTEAU M. (1976). Extinction of esrogen-induced daily signal for LH release in the rat: a role of proestrous surge of progesterone. *Endocrinology* 99, 223-229.
34. GAUTUN J. C. (1980). Capture d'*Acomys sp.* dans le sud de la Haute-Volta (Banfora, 10°38'N et 4°45'W). *Mammalia*, 44, 591-592.
35. GAUTUN J. C. (1981). *Ecologie des Rongeurs en moyenne Côte d'Ivoire*. Thèse de Doctorat d'Etat, Université de Paris VI, pp 284.
36. GAUTUN J. C. et SICARD B. (1985). Records de fertilité de *Mastomys huberti* au Burkina Faso (ex-Haute Volta). *Mammalia* 49(4), 579-580.

37. GAUTUN J. C., TRANIER M. et SICARD B. (1985). Liste préliminaire des Rongeurs du Burkina Faso (ex-Haute Volta). *Mammalia* 49(4), 537-542.
38. GHOBRIAL L.I. et HODIEB A. S. K. (1982). Seasonal variations in the breeding of the Nile rat (*Arvicanthis niloticus*). *Mammalia*, 46, 319-333.
39. GRAY G. D., DAVIS H. N., PERYLNICK M. et DEWSBURY D. A. (1974). Oestrus and induced ovulation in montane voles. *J. Reprod. Fert.* 38, 193-196.
40. GUINGKO S. (1984). *Végétation de la Haute Volta*. Thèse de Doctorat ès Sciences Naturelles. Université de Bordeaux III, 318pp.
41. HAMILTON W. J. III (1962). Reproductive adaptations of the red tree mouse. *J. of Mammalogy* 43(4), 486-503.
42. HARDY D. F. (1970). The effect of constant light on the estrous cycle and behavior of female Rat. *Physiol. and Behav.* 5(4), 421-425.
43. HARRIS G. W. (1970). Hormonal differentiation of the developing central nervous system with respect to patterns of endocrine function. *Phil. Trans. Roy. Soc., London B.*, 259, 165-177.
44. HUBERT B., COUTURIER G., POULET A. et ADAM F. (1981a). Les conséquences d'un supplément alimentaire sur la dynamique des populations de Rongeurs au Sénégal. I. Cas de *Mastomys erythroleucus* en zone sahélo-soudanienne. *Rev. Ecol. (Terre et Vie)*, 35, 73-95.
45. HUBERT B., COUTURIER G., POULET A. et ADAM F. (1981b). Les conséquences d'un supplément alimentaire sur la dynamique des populations de Rongeurs au Sénégal. II. Cas de *Taterillus pygargus* en zone sahélienne. *Rev. Ecol. (Terre et Vie)*, 35, 195-215.
46. IDELMAN S. (1990). *Endocrinologie. Fondements physiologiques*. P.U.G.. Collection Grenoble Sciences Grenoble, 174-238.
47. JAWORSKI Z. (1954). Aspects nucléaires et affinités tinctoriales cytoplasmiques des frottis vaginaux chez la Ratte. *Ann. Endo. Soc.*, 76, 4561-4564.
48. JEMIOLO B. (1983). Ovulation and fertilization in the vole, *Pitymys subterraneus*. *Biol. of Reprod.* 28, 523-527.

49. KALRA S. P. et KALRA P. S. (1974). Temporal interrelationships among circulating levels of œstradiol, progesterone and LH during the Rat œstrus cycle: effects of exogenous progesterone. *Endocrinology* **95**, 1711-1718.
50. KAYSER C. (1963). *PHYSIOLOGIE Tome III. Les grandes fonctions. Editions Médicales Flammarion*, 721-789.
51. KRACKOW S. (1989). Effect of food restriction on reproduction and lactation in house mice, mated *post partum*. *J. reprod. Fert.*, **86**, 341-347.
52. KYELEM M. (1989). *Cycles œstriens des Rongeurs nuisibles de la zone sahélienne. Etude du cycle vaginal d'Arvicanthis niloticus par la technique des frottis vaginaux. Mémoire de DEA, option Physiologie Animale, Université de Ouagadougou*, 70pp
53. LATASTE F. (1892). Transformation périodique de l'épithélium vaginal des rongeurs. *C. R. Soc. Biol.* **44**, 765.
54. LATASTE F. (1893). Rythme vaginal des Mammifères. *C. R. Soc. Biol.*, **45**, 135.
55. LEE T. M., SMALE L., ZUCKER I. et DARK J. (1987). Influence of daylength, experienced by dams on post-natal development of young meadow voles (*Microtus pennsylvanicus*). *J. Reprod. Fert.* **81**, 337-342.
56. LEIPHEIMER E. R., BONNA-GALLO A. et GALLO R. (1986). Influence of estradiol and progesterone on pulsatile LH secretion in 8-day ovariectomized Rats. *Neuroendocrinology* **43**, 300-307.
57. LONG R. A. et EVANS H.M. (1922). The œstrus cycle in the Rat and its associated phenomena. *Mem. of Univ. of California* **6**, 1-128.
58. MANN R. D. et BARRACLOUGH A. C. (1973). Role of estrogen and progesterone in facilitating LH release in 4-day cyclic Rats. *Endocrinology* **93**, 694-699.
59. Mc FARLANE J. D. et TAYLOR J. M. (1982). Nature of estrus and ovulation in *Microtus townsendii* (BACHMAN). *J. of Mammalogy* **63**(1), 104-109.
60. MENNIN S. P. et GORSKI R. A. (1975). Effects of ovarian steroids on plasma LH in normal and persistent estrous adult female Rats. *Endocrinology* **96**, 486-491.
61. MILLER A. E. et RIEGLE G. D. (1980). Temporal changes of serum progesterone in aging female Rats. *Endocrinology* **106**, 1579-1988.

62. MILLIGAN S. R. (1974). Social environment and ovulation in the vole, *Microtus agrestis*. *J. Reprod. Fert.* **41**, 35-47.
63. MILLIGAN S. R. (1975). Mating ovulation and corpus luteum function in the vole, *Microtus agrestis*. *J. Reprod. Fert.* **42**,35-44.
64. MISSONE X. (1974). *Order rodentia*. In *The Mammals of Africa: an identification manual*. Edited by J. Meester. and H. W. Setzer. Smithson. Inst. Press Washington D. C. 6: parts 1-15.
65. MONMIGNAUT C. (1964). Cycle oestral de quelques Muridae africains et d'un cricéidé malgache. *Mammalia* **28(1)**, 183-184.
66. NEAL B. R. et ALIBHAI S. K. (1991). Reproductive response of *Tatera leucogaster* (Rodentia) to supplemental food and 6-methoxybenzoxazolinone in Zimbabwe. *J. Zool., London*, **223**, 469-473.
67. PASLEY J. N. et McKINNEY T. D. (1973). Grouping and ovulation in *Microtus pennsylvanicus*. *J. Reprod. Fert.* **34**, 527-530.
68. PETERSEN S. L. (1986). Age and-hormone related changes in vaginal smear patterns in the gray-tailed vole, *Microtus canicaudus*. *J. Reprod. Fert.* **78**, 49-56.
69. PETTER F., CHIPPAUX A. et MONMIGNAUT C. (1964). Observations sur la biologie, la reproduction et la croissance de *Lemniscomys striatus* (Rongeur, Muridé). *Mammalia* **28(4)**, 620-627.
70. PFEIFFER C. A. (1936). Sexual differences of the hypophyses and their determination by the gonads. *Amer. J. Anat.*, **58**, 195-225.
71. POULET A., HUBERT B. et ADAM F. (1979). *Dynamique des populations de rongeurs et développement de l'agriculture dans le zone sahélienne*. Compte Rendu du Congrès sur la Lutte contre les insectes en milieu tropical. Première partie: Cultures Tropicales. Marseille
72. POULET R. A. (1982). *Pullulations des rongeurs dans le sahel. Mécanismes et déterminisme du cycle d'abondance de Taterillus pygargus et d'Arvicanthis niloticus (Rongeurs, Gerbillidae et Muridae), dans le sahel du Sénégal de 1975 à 1977*. Eds ORSTOM, 367pp.

73. PRAKASH I. (1981). Ecology of the indian desert gerbil, *Meriones hurrianae*. **10**, 61-68.
74. QUENUM A. et CAIMAN R. (1959). Etude du cycle vaginal chez *Cricetomys gambianus*. *Bull. Mem. EC. Nat. Med. Pharm. Dakar* **7**,145-147.
75. ROSEVEAR D. R. (1969). *The Rodents of West Africa*. British Museum, London, pp 604..
76. ROUSSEAU M. (1983). Etude des *Arvicanthis* du Museum de Paris par analyses factorielles (Rongeurs, Muridae). *Mammalia* **47**, 525-542.
77. SAHU A. et GHOSH A. (1982). Effects of grouping and sex on estrus regulation of a wild Rat, *Bandicota bengalensis*. *Biol. of Reprod.* **27**, 1023-1025.
78. SCHIROTA M. et SASAMOTO S. (1980). Progesterone levels after induction of ovulation in dioestrous Rats. *J. of Endocrinology* **87**, 141-145.
79. SICARD B. (1987). *Mécanismes écologiques et physiologiques de régulations des variations régulières et irrégulières de l'abondance des Rongeurs du Sahel (Burkina Faso)*. Thèse de Doctorat d'Etat, Université de Montpellier-II, pp 303.
80. SICARD B. (1992). *Influences de l'aridité sur la biologie des Rongeurs soudano-sahéliens in L'aridité une contrainte au développement; caractérisation, réponses biologiques, stratégies des sociétés*. Eds. Le Floc'h E., Grouzis M., Cornet A. et Bille J-C. Coll. Didactiques ORSTOM. p 311-334.
81. SICARD B. , MAUREL D., GAUTUN J. C. et BOISSIN J. (1988). Activation ou inhibition testiculaire par la photopériode chez plusieurs espèces de Rongeurs sahéliens: première mise en évidence d'une variation circadienne de la photogonadosensibilité. *C. R. Acad. Sci. Paris* 307, série **III**, 11-17.
82. SICARD B. et TRANIER M. (1992a). Vérification expérimentale de l'insularité de la forme grise d'*Acomys sp* (Rodentia, Muridae) dans la région d'Oursi (Burkina Faso; ex-Haute Volta). (accepté dans *Mammalia*)
83. SICARD B. et TRANIER M. (1992b). trois formes d'*Acomys* (Rodentia, Muridae) au Burkina Faso (ex-Haute Volta) et leur répartition.(sous presse dans *Mammalia*).

84. SICARD B., MAUREL D. FUMINIER F. et BOISSIN J. (1992a). Circadian rhythm of photosensitivity and the adaptation of reproductive function to the environment in two populations of *Arvicanthis niloticus* from Mali and Burkina Faso. *J. Reprod. Fert.* **95**, 159-165.
85. SICARD B., MAUREL D. FUMINIER F. et BOISSIN J. (1992b). Climate and trophic factors affecting seasonal breeding: A five years study of the Nile grassrat (*Arvicanthis niloticus solatus*) from the sahelian zone of Burkina Faso (ex-Upper Volta). *Can J. Zool.* (soumis).
86. SICARD B., NAVARAS Y., NAVARO M., JACQUART T., LACHIVER F. et CROSET H. (1985). Métabolisme hydrique de populations de *Mus musculus domesticus* Ruddy et de *Mus spretus* Lataste soumises à divers régimes hydriques. *C. R. Acad. Sc. Paris* **19**, 699-704.
87. SMITH M. S., FREEMAN M. E. and NEILL J. D. (1975). The control progesterone secretion during the estrous cycle and early pseudopregnancy in the Rat: prolactin, gonadotropin and steroid levels associated with rescue of corpus luteum of pseudopregnancy. *Endocrinology* **96**, 319-226.
88. TAKAHASHI M., FORD J. J., YOSHINAGA K. et GREEP R. O. (1974). Induction of ovulation in hypophysectomized rats by progesterone. *Endocrinology* **95**, 1322-1326.
89. THIBAUT C., COUROT M., MARTINET L., MAULEON P., DU MESNIL DU BUISSON F., ORTAVANT R., PELLETIER J. et SIGNORET J. P. (1966). Regulation of breeding season and oestrous cycles by light and external stimuli in some mammals. *J. of Anim. Science*, **25**, 119-139 (Suppl.)
90. VAISSAIRE J. P. (1977). *Sexualité et reproduction des Mammifères sauvages et de laboratoire*. Maloine S. A. Edit., Paris, 157-268.
91. van der SCHOOT P et de GREEF W. G. (1976). Dioestrous progesterone and pro-oestrous luteinizing hormone in 5-day cyclic Rats. *J. of Endocrinology*, **69**, 287-288.
92. VANDENBERGH J. G. (1980). The influence of pheromones on puberty in Rodents. *in Chemical signals, Vertebrates and aquatic invertebrates*. C. Müller-Schwarze and M. R. Silverstein, Eds. Plenum Press, N. Y. and London, 229-241.

93. VIVIEN-ROELS B. et PEVET P. (1983). The pineal gland and the synchronization of reproductive cycles with variations of the environmental climatic conditions, with special reference to temperature. *Pineal Research Review*. **1**, 91-143
94. VOLOBOUEV V., VIEGUAS-PEQUIGNOT E., LOMBART M., PETTER F., DUPLANTIER J. M. et DUTRILLAUX B. (1988). Chromosomal evidence for a polytypic structure of *Arvicanthis niloticus* (Rodentia Muridae). *J. Zool. Syst.. Evolut.* **26**, 276-285.
95. WESTLIN -VAN-AARDE L. M. (1988). Reproduction in a laboratory of the pouched mouse, *Saccostomys campestris*. *J. Reprod. Fert.* **83**, 773-778.
96. WESTLIN L. M. et GUSTAFSSON T.O. (1988). Influence of sexual experience and social environment on fertility and incidence of mating in young female bank voles (*Clethrionomys glareolus*). *J. Reprod. Fert.* **69**, 173-177.
97. WILSON M., DALY M. et BEHRENDIS P. (1985). The estrous cycle of two species of kangaroo Rats, (*Dipodomys microps* and *D. merriami*). *J. of Mammalogy* **66(4)**, 726-732.

RESUME

Le contrôle des populations de Rongeurs nuisibles en zone sahélienne suppose l'élaboration d'un modèle prévisionnel des variations d'abondance de ces populations et en particulier de leurs pullulations. L'un des déterminants de ces variations d'abondance est la fonction de reproduction et notamment le rôle majeur de la fécondité des femelles dans l'intensité reproductrice. Nous avons par la technique des frottis vaginaux et le dosage radio-immunologique de deux stéroïdes sexuels (œstradiol et progestérone), abordé la caractérisation de la cyclicité ovarienne chez les principaux Muridae et Gerbillidae sahéliens du Burkina Faso. Ceux-ci présentent un cycle œstrien de 4 à 5 jours à l'exception de *Acomys sp.* dont le cycle est de 7 jours. Chez ces animaux, l'ovulation est spontanée et la pseudogestation provoquée. L'étude de l'influence des facteurs physiques et trophiques sur le cycle œstrien a permis la définition d'une durée utile du cycle (DUC) qui est maximale aux périodes de l'année correspondant à la synergie des facteurs abiotiques favorables à la reproduction de l'espèce et marque la reprise de l'activité sexuelle. Cela montre l'adaptation des mécanismes de régulation du cycle œstrien aux contraintes du milieu.