

Beatrice LAFFITTE

LE RHINOCEROS BLANC
(*Ceratotherium simum*):
ETUDE DES FACTEURS INFLUENCANT
LA REPRODUCTION EN CAPTIVITE

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE
DE TOULOUSE

1996

747
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

ANNEE 1996

THESE : 96 - TOU 3 - 4093

1996
LAFFITTE

**LE RHINOCÉROS BLANC (*Ceratotherium simum*) :
ÉTUDE DES FACTEURS INFLUENÇANT
LA REPRODUCTION EN CAPTIVITÉ**

THESE

POUR LE DOCTORAT VETERINAIRE
Diplôme d'Etat

présentée et soutenue publiquement en 1996
devant l'Université Paul Sabatier de TOULOUSE

par

Béatrice LAFFITTE

Docteur en Médecine Vétérinaire

BIBLIOTHEEK
RIJCKSMUSEUM
UTRECHT

JURY

PRESIDENT :

M. ECALLE

Professeur à l'Université Paul Sabatier de TOULOUSE

MEMBRES :

M. DUCOS DE LAHITTE

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

M. LIGNEREUX

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

BIBLIOTHEEK UNIVERSITEIT UTRECHT



2856 467 0

Association des Elèves
E.N.V.T.

SOMMAIRE

INTRODUCTION	7
1ère partie : LE RHINOCEROS BLANC EN LIBERTÉ	9
1 SYSTÉMATIQUE	11
1.1 Origine	11
1.2 Classification	11
2 ANATOMIE-MORPHOLOGIE	13
2.1 Dimensions	13
2.2 Morphologie extérieure	13
2.3 Anatomie interne	14
2.4 Organes des sens	15
3 BIOLOGIE	17
3.1 Longévité	17
3.2 Habitat	17
3.3 Alimentation	17
3.4 Biorythmes	18
3.5 Reproduction	19
3.6 Pathologies	20
4 ETHOLOGIE	20
4.1 Comportement social	20
4.2 Comportement territorial	22
4.2.1 Description des comportements territoriaux	22

4.2.3. Signification de la territorialité	24
4.3. Comportements sexuels	25
4.3.1. Formation en couple	25
4.3.2. Parade nuptiale	26
5. STATUTS DE LA POPULATION SAUVAGE	27
5.1. Etude de la population actuelle	27
5.2. Causes de l'extinction de ces populations	29
5.3. Actions de conservation de l'espèce	30
5.4. Rôle des parcs zoologiques et réserves	31
2ème partie : LE RHINOCEROS BLANC EN CAPTIVITE	35
1. NOTRE ENQUETE	37
1.1. Matériel et méthode	37
1.1.1. Le questionnaire	37
1.1.2. Les réponses	38
1.2. Résultats	39
2. DISCUSSION - ETUDE DES CONDITIONS D'ELEVAGE ET DE LEUR INFLUENCE SUR LA REPRODUCTION EN CAPTIVITE	41
2.1. Environnement	41
2.1.1. Taille de l'enclos	41
2.1.2. Composition de l'enclos	43
2.1.3. Climat	45
2.1.4. Bâtiments	46
2.1.5. Voisinage	47
2.2. Alimentation	49
2.2.1. Rations	49
2.2.2. Rythmes de distribution	52

2.2.3. Vitamine E et reproduction	53
2.2.3.1. Rôles	54
2.2.3.2. Sources	55
2.2.3.3. Devenir dans l'organisme	55
2.2.3.4. Formes commerciales et recommandations	56
2.3. Pathologies	59
2.3.1. Mortalité	59
2.3.2. Pathologies majeures	60
2.3.3. Pathologies liées à la reproduction	61
2.3.4. Parasitisme et prophylaxie	62
2.4. Groupe social	63
2.4.1. Composition du groupe	63
2.4.1.1. Taille	63
2.4.1.2. Organisation et harmonisation	67
2.4.2. Contacts entre les animaux	69
2.4.3. Rivalités et relations dans le groupe	70
2.5. Comportement sexuel	73
2.5.1. Notion de couple	73
2.5.2. Cycle oestral	74
2.5.3. Parade nuptiale	75
2.5.4. Accouplements	76
2.6. Etat actuel des connaissances en physiologie de la reproduction	77
2.6.1. Anatomie des appareils génitaux	77
2.6.1.1. Appareil génital femelle	77
2.6.1.2. Appareil génital mâle	80

2.6.2. Contrôle de la fertilité du mâle	82
2.6.2.1. Contention des animaux	82
2.6.2.2. Recolte du sperme	82
2.6.2.3. Analyse du sperme	83
2.6.2.4. Conservation du sperme	84
2.6.2.4.1. Cryoconservation	84
2.6.2.4.2. Milieu conservateur	84
2.6.3. Description du cycle ovarien	85
2.6.3.1. Observation du comportement	85
2.6.3.2. Conjonction de plusieurs paramètres	86
2.6.3.3. Dosages hormonaux	88
2.6.3.4. Induction de cycles et reproduction assistée	90
2.6.4. Diagnostic de gestation	91
2.6.4.1. Durée	91
2.6.4.2. Détection de la gestation	92
2.6.4.3. Diagnostic de gestation par dosages hormonaux	92
2.6.4.3.1. Oestrogènes	93
2.6.4.3.2. Progesterone	94
CONCLUSION	95
ANNEXES	96
BIBLIOGRAPHIE	147

SOMMAIRE DES ILLUSTRATIONS

CARTES DE REPARTITION GEOGRAPHIQUE	26
ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL FEMELLE	78
ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL MALE	81

SOMMAIRE DES ANNEXES

ANNEXE 1 : QUESTIONNAIRE	97
ANNEXE 2 : LISTE DES ZOOS CONTACTES	100
ANNEXE 3 : REPONSES AU QUESTIONNAIRE	105
ANNEXE 4 : HISTOGRAMMES NAISSANCES / CLIMAT	142
ANNEXE 5 : EL-F-VIT E, VITAMINE E TPGS	144
ANNEXE 6 : METABOLITES DES HORMONES STEROIDIENNES	145
ANNEXE 7 : PROTOCOLES D'INDUCTION DES CHALEURS	146

INTRODUCTION

Les Rhinoceros font partie d'une grande famille en voie de disparition. Il n'en reste que 5 espèces, au bord de l'extinction : 2 en Afrique, 3 en Asie. Les Rhinoceros africains commencent maintenant à être bien représentés dans les réserves et parcs zoologiques du monde entier. Ces établissements pourraient permettre de reconstituer une population décimée par le braconnage, la chasse et la destruction des habitats naturels. Pour ce faire, il faudrait que ces animaux se reproduisent en captivité et, si cela ne présente pas de problème majeur pour les Rhinoceros noirs, il n'en est pas de même pour les Rhinoceros blancs.

Nous allons donc, dans cette étude, rechercher les causes de faible reproduction des Rhinocéros blancs en captivité.

Après une présentation générale de leur mode de vie en liberté, nous essaierons, en comparant les résultats d'une enquête menée auprès de nombreux parcs zoologiques aux données bibliographiques, de mettre en évidence les facteurs limitant la reproduction dans cette espèce.

1ère partie :

LE RHINOCEROS BLANC

EN LIBERTE

SYSTEMATIQUE

1.1 ORIGINE

Les Rhinoceros sont les derniers survivants d'un groupe apparu il y a environ 60 millions d'années, durant l'Eocene [3]. Un de ses représentants, le *Bubuchiternum* de Mongolie, herbivore, mesurant 5 mètres au garrot et 8 mètres de long, c'est un des plus grands mammifères connus [43]. Le groupe atteint son apogée au Pleistocene (il y a environ 2 millions d'années) et decline inexorablement de nos jours. Il reste actuellement 5 espèces sur deux continents, toutes menacées d'extinction [3].

1.2 CLASSIFICATION [3]

CLASSE : Mammifères

GROUPE : Euthériens (mammifères placentaires)

ORDRE : *Perissodactyla* (Ongules aux doigts impairs)

SOUS-ORDRE : *Ceratomorpha* (Tapirs et Rhinoceros) [35]

FAMILLE : *Rhinocerotidae* (3 doigts cornés à chaque patte)

GENRES (4) et ESPÈCES (5) : *Rhinoceros unicornis* (R. Indien)

sondaicus (R. de Java)

Dicermoceros sumatrensis (R. de Sumatra)

Diceros bicornis (R. Noir)

Ceratotherium simum (R. Blanc)

Parmi ces 5 espèces, les trois premières vivent en Asie et les deux dernières en Afrique.

Les deux espèces africaines sont issues du même phylum mais se séparent au Pliocène (il y a environ 3 millions d'années) [43]. Elles forment la sous-famille des *Rhinocerotinae* [47].

Le Rhinocéros blanc, aussi appelé Rhinocéros de Burchell ou Rhinocéros camus [16] comprend deux sous-espèces dont la séparation remonterait à 2 millions d'années [47].

- *Ceratotherium simum simum* (Burchell 1817) vivant au sud de l'Afrique (*Southern white rhinoceros*)

- *Ceratotherium simum cottoni* (Lydekker 1908) vivant dans le nord-est africain (*Northern white rhinoceros*) [47]. Cette sous-espèce est la plus menacée à l'heure actuelle.

Les noms employés pour nommer le Rhinocéros blanc à l'étranger sont *Witrenoster* en Afrique, *Breitmaulnashorn* en Allemagne, *White Rhinoceros* ou *Square-Lipped Rhinoceros* ou *Wickemarthed Rhinoceros* en Angleterre [16].

Nous allons donc étudier spécifiquement le Rhinocéros blanc sans faire de distinction entre les deux sous-espèces sauf en ce qui concerne la répartition géographique.

2. ANATOMIE-MORPHOLOGIE

2.1. DIMENSIONS [43,16,8,40,57,3]

C'est le plus gros des Rhinocéros et le plus grand mammifère terrestre après l'éléphant [40,8]. Le mâle est plus gros que la femelle [43,3,57].

Longueur du corps : Mâle = 360 à 500 cm, Femelle = 340 à 365 cm.

Hauteur au garrot : Mâle = 175 à 200 cm, Femelle = 160 à 175 cm.

Poids : Mâle = 2300 kg [43,57] à 5000 kg [8,16], Femelle = 1800 kg [57,43].

Longueur de la queue : 70 à 100 cm [43,16].

2.2. MORPHOLOGIE EXTERIEURE

Le Rhinocéros est un très grand herbivore à la tête volumineuse et au corps massif. Les membres en forme de piliers se terminent par de grosses pattes à trois doigts avec des onglons [16,3].

La tête est longue, portée basse et se termine par un museau large et camus [3] qui le différencie du Rhinocéros noir dont la lèvre supérieure se termine par une protubérance en forme de doigt [8]. Ce museau large lui permet de brouter plus facilement l'herbe au sol, d'où son mode d'alimentation [3].

La couleur de la peau va du brun jaunâtre au gris ardoise [40,3]. Le corps est entièrement glabre sauf une frange de poils au sommet des oreilles et un toupet au bout de la queue [40]. En fait, il y a des poils sur tout le corps mais ils ne dépassent pas la surface de la peau [3]. Le tégument est en apparence rugueux mais il est très sensible aux blessures et à l'infection [30].

Contrairement aux autres espèces, le Rhinocéros blanc présente une bosse en arrière du cou qui contient les ligaments nécessaires au soutien de sa lourde tête [43,3].

Chez le mâle, les testicules ne descendent pas dans le scrotum et le pénis rétracte pointe vers l'arrière [43]. La femelle a deux tétons placés entre les postérieurs [43,16].

Les deux sexes portent deux cornes sur le nez, d'où le nom de Rhinoceros qui vient de « Rhinos » nez et « keros » corne. Ces cornes ont une particularité : elles n'ont pas de cœur osseux. Elles sont simplement constituées d'un agrégat de fibres de kératine attachées sur une zone durcie du crâne [43]. Leur croissance est continue [30] et elles peuvent atteindre une taille considérable : la corne postérieure mesure 16 à 40 cm [43] et la corne antérieure, plus arquée, peut aller jusqu'à 150 cm chez certaines femelles (longueur moyenne entre 40 et 120 cm) [43,16,40]. Les cornes sont plus fines et plus longues chez les femelles [16].

2.3 ANATOMIE INTERNE

Comme on l'a signalé ci-dessus, la peau en apparence rugueuse est en fait très fragile. Cela s'explique par sa composition : en effet, sous un épiderme très fin, on trouve un derme épais et très vascularisé [30], d'où sa faible résistance aux infections.

L'appareil digestif est semblable à celui des Equidés. Il se compose d'un estomac, d'un intestin grêle, d'un gros caecum et d'un colon développé. Il n'y a pas de vésicule biliaire [30].

La formule dentaire est 0-1/0-1 0/0 3/3 3/3. Les incisives sont en général absentes car elles tombent très tôt [16].

Le rein est plurilobulé, semblable à celui des bovins [30].

2.4 ORGANES DI S SENS

Les yeux sont petits et placés latéralement sur la tête [3,8,43] : pour regarder en face, les Rhinoceros sont obligés de regarder d'un oeil puis de l'autre. Leur vision est tellement mauvaise qu'ils ne sont pas capables de repérer un être immobile à plus de trente mètres [43].

En revanche, cette myopie est largement compensée par une ouïe très développée. En effet, de petites oreilles tubulaires sont érigées sur la tête et très mobiles. L'animal peut donc les orienter à souhait [3,43] et capter le moindre son.

L'odorat est aussi très performant et il intervient pour la reconnaissance de son entourage (le marquage territorial est essentiellement olfactif). La quantité de circonvolutions olfactives dans le nez dépasse celles du cerveau [43] qui, relativement petit, ne leur confère qu'une intelligence médiocre [3].

Les Rhinoceros peuvent émettre toute une gamme de grognements allant de cris fins et aigus à des meuglements, des grognements et des étouffements beaucoup plus rauques [16]. Certains renflements ou grognements peuvent exprimer la quiétude [16] tandis que d'autres plus stridents sont réservés aux cris d'alarme [3].

Ils utilisent plusieurs sons entre 300 et 600 Hz (les mâles dans les fréquences les plus hautes et les femelles les plus basses) [13]. Ils sont aussi capables de produire des infrasons entre 5 et 75 Hz. Il semblerait que ces vocalisations varient en fonction de la taille de l'animal (plus l'animal est grand plus la fréquence est basse) et des interactions entre individus (les vocalisations augmentent quand on remet en présence deux animaux séparés temporairement) [38]. Certains animaux possèderaient même une signature infrasonique et il existerait des différences sexuelles dans ces signaux qui pourraient représenter une forme de « conversation » [13].

De plus, comme les Elephants, les Rhinoceros peuvent combiner des sons et des infrasons, ce qui leur permettrait de lancer des appels sur de longues distances [38].

3. BIOLOGIE

3.1 LONGEVITE

Le Rhinoceros blanc vit environ 40 ans (30 à 45 ans) [16,30,43]. En liberté une femelle peut être fertile jusqu'à 36 ans [40].

3.2 HABITAT

Il est composé de deux territoires bien distincts

- *Ceratotherium simum simum* vit essentiellement en Afrique du sud. Son territoire est délimité par le fleuve Orange au Sud, le Zambeze au Nord et le sud de l'Angola à l'Ouest sans atteindre la mer [47].

Ceratotherium simum cottoni vit entre le Nil (à l'est), le Lac Tchad (à l'ouest) et le fleuve Zaïre (au sud) [47].

Ces deux habitats ont un point commun : leur composition. Ce sont des prairies ou des savanes ouvertes avec des fourrés (pour le couvert), des arbres (pour l'ombre), de l'herbe (pour paître), et des points d'eau et de boue (pour boire et pour se baigner) [3,8,16].

Une seule contrainte : le territoire doit être suffisamment grand pour produire de la nourriture de façon continue et sans que l'herbe ne soit broutée à ras [57].

3.3 ALIMENTATION

Les Rhinoceros ont un tube digestif semblable à celui des Equides et on a aussi noté que leur museau se termine par une large levre carrée parfaitement adaptée au pâturage. Ainsi, le Rhinocéros blanc, contrairement aux autres espèces, est exclusivement « pisseur » : il ne consomme que l'herbe poussant

sur le sol et s'oppose ainsi aux « brouteurs » qui mangent en plus des feuilles et des jeunes pousses d'arbres ou de buissons [8,30]

Ils mangent en marchant lentement [8] et leur muflle carre leur permet d'engranger suffisamment de nourriture [43]. Ils doivent en effet absorber 30 à 40 kg de matière sèche par jour [30] et mangent essentiellement des graminées et de l'herbe rase [16]

3.4. BIORYTHMES

Ce sont des herbivores diurnes et nocturnes [43]. Ils se nourrissent la nuit, le matin tôt ou le soir tard [8,16]. Le reste du temps, au plus chaud de la journée, ils préfèrent se reposer à l'ombre d'un arbre ou d'une termitière. Ils peuvent aussi en profiter pour se baigner le plus souvent dans une mare de boue [3,8,16,40]. Ils affectionnent les « souilles » et ces baignades leur permettent à la fois de réguler leur température corporelle (ils transpirent mais pas suffisamment semble-t-il) [30] et de protéger leur peau fragile [16]. Ceci est surtout valable pendant la saison chaude.

Pendant la saison froide, les Rhinocéros blancs se nourrissent et se reposent en alternance jour et nuit [47].

3.5. REPRODUCTION

Comme la plupart des grandes espèces, le Rhinocéros est un animal unipare [40,43] à reproduction très lente [3].

Pour les mâles, la maturité sexuelle apparaît vers l'âge de 5-7 ans [30] mais ils ne sont pas en mesure de reproduire avant d'être en possession d'un territoire, soit guère avant 12 ans [3,40].

Les femelles atteignent leur maturité sexuelle vers 4-5 ans et la durée moyenne de gestation est de 16 à 17 mois. La première mise bas a lieu vers 6-7 ans [16,30,40]. À la naissance, le petit pèse 50 à 80 kg et il est capable de suivre sa mère à trois jours [43,40,30,57]. Le sevrage commence dès l'âge de deux mois mais le petit peut continuer à têter pendant un an ou même plus. En fait, la mère le chasse à la naissance du petit suivant. Cela revient finalement à un taux de reproduction d'un petit par femelle tous les 3-4 ans [3,16,43,57].

Le cycle ovarien des femelles est très peu décrit et on ne possède pas de données précises : un cycle par mois selon [16], un cycle de 38 à 58 jours selon [30].

Le pro-oestrus dure 1 à 2 semaines [47] et l'oestrus en moyenne 24 heures avec accouplement pendant la dernière demi-journée mais le nombre d'accouplements varie aussi selon les auteurs : un seul pour [57], plusieurs par cycle pour [30]. La durée des accouplements va de 20 minutes [16] à 1h30 [57] avec des éjaculations toutes les 1 à 2 minutes [57,47].

Les animaux ne vivent en couple qu'au moment des chaleurs qui peuvent s'étaler sur toute l'année. Dans certaines régions pourtant, une activité saisonnière est démontrée. En Afrique du Sud, les accouplements sont plus fréquents à la saison des pluies, quand l'herbe est tendre (d'octobre à décembre).

Les naissances sont donc concentrées de mars à mai [16,43]. En Ouganda, les accouplements augmentent entre février et mai [40].

3.6 PATHOLOGIES

Tres peu de pathologies sont décrites en liberté. Le seul problème semble être la fragilité de la peau due à la faible épaisseur de l'épiderme [30]. Les bains de boue qu'affectionnent particulièrement les Rhinoceros pourraient en fait tenir lieu de soins corporels preventifs ou curatifs [16]. En effet, ils aiment patauger et se rouler dans la boue pour acquérir une gangue protectrice [43] sur leur peau glabre. La boue peut aussi les aider à se débarrasser de certains parasites et à rafraîchir leur corps [47].

4. ETHOLOGIE

4.1 COMPORTEMENT SOCIAL

Le Rhinoceros blanc est l'espèce la plus sociale des cinq [43]. Il est beaucoup plus placide et sociable que le Rhinoceros noir [3,8,35]. Tres calme, il est doux et moffensif, et peut facilement être approché à 30 mètres. Il ne charge que tres rarement [8].

Les mâles adultes sont solitaires sauf au moment du rut où ils vivent en couple pendant 2 à 3 semaines. Ils ont un comportement territorial exclusif et ne supportent sur leur territoire que les femelles avec des jeunes ou quelques mâles soumis [16].

En revanche, les autres classes d'âge et de sexe peuvent former des groupes allant jusqu'à une dizaine d'animaux [3,8,16,35,40]. Un groupe de 24 individus a même été observé [8].

Le plus souvent, ces associations sont des paires composées d'une femelle et de son dernier jeune (seule relation stable [57]), de deux sub-adultes du même sexe ou d'une femelle adoptive et d'un sub-adulte [47]. On peut aussi rencontrer des groupes plus importants : deux femelles allaitant et leurs petits, plusieurs jeunes du même sexe, une ou plusieurs femelles sans petit et quelques sub-adultes [16].

Ce sont des animaux assez sédentaires et chaque groupe a son territoire de nourriture et son point d'eau. Les déplacements se limitent à la recherche d'eau en fin de saison sèche [8].

Il existe plusieurs formes de communication entre et à l'intérieur de ces groupes. Elles peuvent être optiques et acoustiques : mouvements corporels le plus souvent associés à des vocalisations. Mais la forme la plus évidente est le marquage olfactif par les urines et les crottes. Cela permet d'annoncer le rang de l'animal et sa présence dans le territoire. Nous détaillerons ces comportements un peu plus loin.

Mis à part l'homme, on ne leur connaît aucun prédateur naturel. Ils n'ont donc que tres peu de relations avec d'autres espèces sauf parfois lors d'une rencontre avec un Rhinoceros noir. Ces confrontations sont tres rares car les densités des deux espèces sont faibles, les biotopes sont légèrement différents et les animaux préfèrent s'éviter. En cas de rencontre, il faudrait deux blancs (pourtant beaucoup plus gros) pour faire reculer un noir beaucoup plus agressif [47].

En revanche, on a noté des associations régulières avec quelques espèces d'oiseaux qui les débarrassent des parasites cutanés et les préviennent en cas de danger : buphages, hérons garde-boeufs, merles, corbeau pie, pique-boeuf à bec rouge... [16,47].

4.2 COMPORTEMENT TERRITORIAL

Contrairement au Rhinoceros noir, le Rhinoceros blanc a une organisation territoriale où le mâle reproducteur défend son territoire mais accepte les mâles soumis. Owen Smith a observé environ 200 animaux pendant 3 années et a pu ainsi classer ces comportements [42].

4.2.1 Description des comportements territoriaux [42]

Le comportement territorial concerne seulement les deux tiers de la population adulte mâle. Les territoires mâles sont exclusifs et ne se chevauchent pas, formant une mosaïque de parcelles d'environ 2 km².

- Marquage du territoire [42]

Le marquage du territoire est essentiellement olfactif, par l'intermédiaire de l'urine et des fèces. Les Rhinoceros ont l'habitude de déféquer tous au même endroit. Le territoire est donc parsemé et entouré de 20 à 30 gros tas de crottes pouvant atteindre 1,2 m de haut et 6 m de diamètre [3]. Pour apposer leur marque, les mâles dominants dispersent les crottes en ruant dans les piles avec les postérieurs. Ils transportent ensuite l'odeur sous leurs pattes en repartant. Le marquage urinaire est lié à une particularité morphologique. En effet, au repos, le penis des Rhinoceros pointe vers l'arrière. Ils peuvent ainsi asperger les plantes derrière eux de 4 ou 5 petits jets fins après avoir gratté le sol avec les postérieurs. La présence de glandes préputiales confirme, si besoin était, le rôle de l'odorat dans la reconnaissance des frontières d'un territoire.

- Rencontres entre mâles [42]

Les rencontres de mâles dominants sur une frontière sont ritualisées : la confrontation est intense mais silencieuse. Les animaux avancent face-à-face, corne en avant, se touchent puis repartent corne au sol. Il n'y a en général pas d'agression. Quand un mâle est surpris hors de son territoire, il bat en retraite au fur et à mesure que le résident avance jusqu'à atteindre la frontière du territoire.

Si à la faveur d'un bain, le mâle résident en rencontre un autre, l'intrus adopte une position d'infériorité : il s'affaisse, pousse de petits cris, peut ruer dans les piles de crottes mais ne doit en aucun cas uriner en jet.

Les mâles soumis restent le plus souvent sur un seul territoire mais ne s'associent jamais avec une femelle. Ils montrent des signes de soumission quand ils rencontrent le dominant qui les ignore : leur cohabitation est pacifique.

- Changements de territoire [42]

Les changements de territoire sont rares car un mâle l'occupe en général plusieurs années. Si un mâle est dépossédé de son territoire, il ne le quitte pas mais devient subordonné et cesse toute action de marquage : il arrête immédiatement d'uriner en jets et progressivement ne rue plus dans les tas de crottes. Il urine alors en flot comme les femelles [47]. Un subalterne peut parfois quitter un territoire pour devenir dominant.

- Rencontres mâle-femelle [42]

Quand un mâle rencontre une femelle en chaleurs sur son territoire, il engage une relation qui dure 2 à 3 semaines. Pendant tout ce temps il essaie de la garder sur sa parcelle. Si la femelle s'approche d'une frontière, il se place devant elle et l'empêche d'avancer mais il ne la poursuit pas au-delà de 200 mètres si elle

s'enfuit. Ce système permet donc que la parade nuptiale et les accouplements se déroulent sans interférence entre mâles.

4.2.2. Territoires des femelles et des jeunes [42]

Les femelles et les jeunes ne montrent pas d'activité territoriale. Leurs territoires sont beaucoup plus grands (10 à 12 km²), se chevauchent largement et recouvrent plusieurs territoires mâles. Les femelles tolèrent d'autres Rhinocéros et sont même parfois amicales sauf envers les mâles adultes. Comme les mâles immatures, elles défèquent sur les tas de crottes mais ne ruent pas dedans et ornent en flot sans asperger autour d'elles.

4.2.3. Signification de la territorialité [42]

Un mâle propriétaire est le "maître absolu de l'espace restreint de son fief" [43].

Le marquage olfactif rend évidente la présence d'un mâle dominant. Les autres Rhinocéros s'abstiennent de franchir la frontière de son territoire pour éviter la confrontation.

Les mâles subalternes correspondent aux mâles célibataires de certaines espèces d'Ongulés. Ils sont obligés de vivre sur le territoire d'un dominant qui s'habitue et ignore leur présence.

Cette hiérarchie sociale est un moyen de réguler la compétition intraspécifique pour les ressources essentielles. Comme la nourriture ne pose aucun problème, le seul enjeu est ici la reproduction. La territorialité, en régissant la compétition sexuelle entre les mâles, permet d'accroître leur efficacité reproductrice et assure ainsi la préservation de l'espèce. En effet, elle diminue

l'engendement les blessures infligées lors de bagarres pour une femelle et réduit presque à néant les dérangements lors de l'accouplement.

4.3. COMPORTEMENTS SEXUELS

4.3.1. Formation du couple

Comme on vient de le voir, seul le mâle dominant d'un territoire est en mesure de se reproduire [43]. Les mâles soumis restent indifférents aux femelles sauf s'ils veulent combattre le dominant [47].

En général, la femelle s'accouple avec le mâle dominant du territoire sur lequel elle se trouve au moment de l'oestrus [40,57]. Les Rhinocéros ne vivent en couple que du Pro-oestrus à 2 ou 3 jours après l'accouplement, soit pendant 2 à 3 semaines [3,16,40]. Ensuite la notion de couple prend fin [57].

L'accès aux femelles en chaleur est en général strictement réglementé par le système territorial. Le mâle essaie de retenir la femelle jusqu'à ce qu'elle consente à s'accoupler mais ne la poursuit pas si elle s'échappe. Le mâle voisin prend alors le relais [43,57].

Les affrontements ne se produisent donc que si un mâle domine veut prendre le dessus sur le dominant. Les Rhinocéros, généralement très calmes, peuvent alors se livrer à des combats farouches et sanglants pour une femelle. L'issue est parfois fatale pour un des deux rivaux [8,40].

4.3.2. Parade nuptiale [57]

Un mâle semble capable de détecter une femelle en chaleurs 20 jours à l'avance [47]. Tant que la femelle n'est pas en chaleurs, elle repousse le mâle qui reste à proximité. Si elle s'approche d'une frontière, il essaie simplement de la retenir par des manifestations agressives (grognements, barrissements...)



Carte 1 Aires de distribution probable des Rhinoceros blancs au siècle précédent

Au nord : *Ceratotherium simum cottoni* (d'après [63])

Au sud : *Ceratotherium simum simum* (d'après [47])



Carte 2 Aires de distribution des Rhinoceros blancs en 1987

(d'après [47]).

tempérées par de petits cris de jeune qui veut têter. L'arrivée de l'oestrus provoque chez le mâle un cri particulier : sorte de "Ouizz" couple à un hoquet [47] et la femelle continue à rejeter le mâle mais commence à émettre des petits jets d'urine. Finalement elle laisse le mâle s'approcher et l'autorise à mettre le menton sur sa croupe. Le mâle peut alors monter la femelle. Les premières tentatives sont avortées, il y a ensuite monte sans introduction, puis finalement copulation (monte avec pénétration). Le mâle reste proche de la femelle quelques jours puis le couple se sépare.

5. STATUTS DE LA POPULATION EN LIBERTÉ

5.1.1.1. L'ÉTAT DE LA POPULATION ACTUELLE

Au début du siècle, quand on a découvert la sous-espèce septentrionale (*Ceratotherium simum cottoni*) au Soudan, elle vivait dans les savanes guinéennes de cinq pays (Zaire, Soudan, Ouganda, République Centrafricaine et Tchad) alors que la sous-espèce australe (*Ceratotherium simum simum*), la plus connue à l'époque, était presque éteinte. Aujourd'hui, la tendance est complètement inversée [63] (Cf. carte ci-contre).

Ceratotherium simum cottoni est éteint au Soudan et en Ouganda. Il reste seulement quelques animaux au Zaire (dans le Parc National de la Garamba) mais cette population a augmenté depuis 1984 : 20 animaux en 1984 et 26 en 1990. C'est la seule progression enregistrée en 10 ans car depuis 1980, la population a globalement diminué de 97 % [10].

Pour *Ceratotherium simum simum*, la population est stable au Kenya, en Namibie, en Afrique du sud et au Zimbabwe ; elle diminue légèrement au Botswana et elle est pratiquement éteinte au Mozambique. Elle a néanmoins

continue à s'accroître régulièrement pour atteindre 4745 individus en 1990 contre 3841 en 1980, soit une augmentation de 2,35 % par an (Cf. tableau ci-après)

PAYS	1980	1990	% de la pop. totale de 1990
Botswana	70	15	0.3
Rep. Cen. afr.	20	0	0.0
Kenya	25	65	1.4
Mozambique	30	0	0.0
Namibie	150	200	4.2
Afrique du Sud	2800	4225	89.0
Soudan	400	0	0.0
Swaziland	60	8	0.2
Ouganda	1	0	0.0
Zaire	400	26	0.5
Zambie	5	2	0.1
Zimbabwe	180	200	4.2
TOTAL	3841	4745	100.0

Tableau 1 : Populations de Rhinocéros blanc estimées en Afrique en 1980 et 1990 [10]

5.2 CAUSES DE L'EXTINCTION DE CES POPULATIONS

Comme on l'a déjà vu plus haut, le Rhinocéros ne connaît aucun prédateur naturel. Le seul responsable de sa disparition est donc l'homme.

Le déclin spectaculaire de cette espèce au cours des dernières décennies est essentiellement dû à la destruction de son habitat par déforestation et à la chasse pour sa corne [64].

La chasse étant aujourd'hui interdite, il s'agit plutôt de braconnage [10] et de commerce illégal [57].

La corne de Rhinocéros est considérée comme aphrodisiaque au nord de l'Inde mais les Chinois préfèrent l'inclure dans leur pharmacopée. En effet, ils lui attribuent des propriétés antipyrétiques et l'utilisent pour soigner de nombreux maux : migraines, troubles cardiaques et hépatiques, maladies de peau. Chimiquement la corne est essentiellement constituée de kératine, une scléroprotéine qui n'a aucun effet thérapeutique. Il n'y a donc aucun fondement scientifique à son utilisation en médecine si ce n'est un simple effet « placebo » [43].

En revanche, au Nord Yémen, la corne est utilisée pour faire le manche d'un poignard traditionnel porté par les hommes à leur entrée dans l'âge adulte. Ce couteau, hautement symbolique, leur permet d'affirmer leur position sociale. Cette coutume est en grande partie responsable de la flambée du prix de la corne de Rhinocéros depuis l'application de mesures de protection pour cette espèce [43].

5.3 ACTIONS DE CONSERVATION DE L'ESPECE

Ces actions ne sont pas récentes car elles ont commencé en Afrique du sud dès le début du siècle.

En effet, en 1897, *Ceratotherium simum simum* était au bord de l'extinction. Des 1920, le gouvernement sud-africain met en place une politique de protection du Rhinocéros blanc. La population est alors de 200 animaux environ. En 1965, on en compte plus de 200000 [43]. On peut alors dire que l'espèce a été sauvée puisqu'elle n'est plus classée en Annexe I de la convention de Washington, c'est un succès historique de conservation. Un problème de gestion des réserves est alors apparu et on a décidé de déplacer les animaux en surplus en créant un programme de réintroduction dans des zones décimées ou dans d'autres réserves [40].

La capture et le transport d'animaux solitaires dans des sanctuaires protégés semble être la meilleure solution à l'heure actuelle. Le succès de cette stratégie au Kenya, où l'on a obtenu des taux d'accroissement allant jusqu'à 16 %, montre bien qu'un accroissement normal des populations est possible dès qu'on améliore la sécurité des animaux vis-à-vis du braconnage [10].

En revanche, si cette protection in situ est nécessaire, il semble bien qu'elle ne soit plus suffisante, surtout pour *Ceratotherium simum cottoni*. L'objectif actuel est donc de développer et de maintenir une population viable en captivité [9].

Les processus de conservation sont identiques pour les cinq espèces de Rhinocéros [64]. Ils ont pour but de préserver 90 % de la diversité génétique obtenue de la population sauvage sur 10 à 12 générations (soit 170 à 200 ans). La population optimale est de 100 animaux minimum par espèce. Actuellement 40 institutions y participent mais la population d'animaux captifs continue à décroître par usure [49]. Il faut donc continuer et surtout coordonner les efforts pour obtenir une information la plus complète possible notamment sur la stabilité, la composition des groupes et le système de reproduction. Ces notions influencent fortement les conditions d'élevage en captivité. Par exemple, on sait déjà qu'il y a d'importantes différences interspécifiques dans les comportements social et sexuel chez les Rhinocéros [64].

5.4 RÔLE DES PARCS ZOOLOGIQUES ET DES RÉSERVES

Les réserves et les sanctuaires africains n'ont plus à démontrer leur efficacité quant à la conservation de ces espèces. En effet, les réserves sud-africaines d'Ihluhluwe et d'Umfolozo au Natal ont permis de sauver les Rhinocéros blancs du sud et arrivent même à saturation. Elles exportent aujourd'hui leurs animaux dans d'autres réserves sous la forme d'opérations de repeuplement. Cela a permis la réintroduction de Rhinocéros dans quatre autres réserves au Natal, dans les Parcs Nationaux de Krüger au Transvaal, de Chobe et Moremi au Botswana, de Cumene en Namibie, de Wanki et Rhodes-Matapos en Rhodésie, de Meru et Tsavo au Kenya [16]. Au Kenya, dans ces sanctuaires, la population est passée de 25 à 65 individus en 10 ans [10].

La légitimité des parcs zoologiques et autres réserves animalières dans le monde entier est plus controversée. En effet, pour peupler ces zoos, il faut prélever des animaux dans une population sauvage déjà très malade. On a pourtant vu plus haut que ces instituts, s'ils sont bien gérés, peuvent servir de réservoirs génétiques et démographiques et pourront être transfusés vers le milieu naturel afin de rétablir des populations détruites ou de revitaliser des populations déclinées par des problèmes génétiques, démographiques ou environnementaux [9].

Pour en arriver là, les populations captives doivent s'équilibrer et se stabiliser et leurs gérants doivent faire un énorme effort de coordination pour faire avancer la recherche sur la médecine, la nutrition et la reproduction des animaux captifs [49]. En effet, le taux de croissance actuel en captivité est inférieur à 4 % (1 à 2 % en Amérique du Nord entre 1988 et 1990) alors qu'en liberté il est compris entre 7 et 10 %. Ces différences sont liées à des facteurs comportementaux, écologiques et surtout sociaux chez le Rhinocéros blanc [64].

De plus, Lindemann [32], dans une étude démographique des Rhinocéros noirs en captivité, a noté un manque d'analyse et d'autocritique sur le rôle des zoos dans la conservation des espèces qui doit s'envisager, non seulement sur le plan démographique, mais aussi génétique. Comme il devient de plus en plus difficile de se procurer des animaux sauvages, la population captive doit s'autosuffire. Il y a deux moyens pour améliorer le taux d'accroissement en captivité : augmenter la reproduction ou augmenter la survie des animaux nés. Sur le plan génétique, il est plus intéressant de se concentrer sur la première solution, sans pour autant négliger la seconde. Il en ressort que les zoos ne doivent pas garder d'animaux solitaires et il faut privilégier les grands groupes où la diversité génétique est la meilleure [32].

Ces contraintes posent d'autres problèmes. Les programmes de conservation sont en grande partie financés par le public sensibilisé par les zoos. On comprend alors la légitime envie des directeurs ou propriétaires de zoos d'exposer un très grand nombre d'espèces sans se préoccuper de former des groupes susceptibles de reproduire. En ce qui concerne le Rhinocéros blanc, toutes les observations montrent l'importance de la vie sociale et la structure en groupe semble favoriser la reproduction. Les zoos doivent donc trouver un compromis entre leur désir de montrer des Rhinocéros au public et la possibilité de reproduction de cette espèce [64].

2ème partie :

LE RHINOCEROS BLANC

EN CAPTIVITE

I. NOTRE ENQUETE

I.1. MATERIEL ET METHODE

Le point de départ de ce travail est l'absence de reproduction dans le groupe de Rhinoceros blancs du zoo de la Palmyre. Nous avons donc tenté, grâce à une enquête, de recueillir un maximum de données sur les conditions de détention des Rhinocéros blancs dans les autres zoos et réserves. Par la suite, en comparant les réponses et les données bibliographiques, nous essaierons de définir les critères permettant ou favorisant la reproduction dans cette espèce afin de pouvoir les appliquer à notre groupe.

I.1.1. Le questionnaire

Nous avons réalisé un questionnaire (annexe 1) en prenant soin d'aborder tous les facteurs pouvant avoir une incidence directe ou non sur l'activité reproductrice des Rhinocéros. Nous avons envisagé les lieux de détention (enclos, abris, climat, voisinage), l'alimentation, les pathologies, la composition du groupe, les comportements sexuels et enfin les interventions humaines. Nous avons envoyé ce questionnaire, traduit en 3 langues : français (8), espagnol (14) et anglais (177), dans 199 parcs zoologiques inscrits sur le studbook [27] (annexe) au mois de Mai 1994.

1.1.2. Les reponses

Au total, nous avons reçu 71 reponses. La plupart nous sont parvenues entre juillet et decembre 1994.

Quatorze parcs nous ont avertis qu'ils ne possedaient pas ou plus de Rhinoceros blanc actuellement (Cf liste annexe 2).

Huit autres ont repondu sans retourner le questionnaire pour les raisons suivantes :

- ils n'ont pas le temps de remplir le questionnaire et nous invitent a leur rendre visite pour le faire ensemble (Salzburg, Whipsnade)
- Une reponse similaire a deja ete faite a un questionnaire envoye par l'EEP (Plan Europeen de Preservation des Espèces) deux ans auparavant (Bewdley)
- Le zoo de Copenhague nous suggere de contacter la coordonnatrice EEP pour avoir ses informations, ce que nous avons fait sans aucun resultat
- Trois parcs nous ont envoye des documents contenant des donnees insuffisantes et donc inexploitable (Knoxville : rapport ISIS, Tierpark Berlin : article publie par le directeur du zoo et ne portant que sur la composition du groupe, Duisburg Zoo : reponses seulement au chapitre 4)
- Enfin, le zoo de Barquisimeto n'a pas encore assez de donnees sur son groupe de Rhinoceros pour nous les faire parvenir

Finalement, quarante-neuf questionnaires ont ete retournes partiellement ou completement remplis et pour deux parcs des plus importants d'Europe, Whipsnade Park et Dvur Kralove, le questionnaire a pu etre reconstitue grâce a des articles bibliographiques publies par les soigneurs, les veterinaires ou les responsables de ces deux zoos [28,41,67,65,37]. Nous avons donc 51 questionnaires a etudier.

En rentrant un peu dans le detail, nous en avons encore elimine six :

- Le Centre de recherche de Riyadh a bien heberge des naissances mais les animaux ne sont que de passage dans ce parc et n'y séjournent que six a douze semaines. On ne peut donc pas parler de conditions d'élevage dans ce cas.
- Cinq parcs ne possèdent qu'un animal ou plusieurs d'un seul sexe. Ils ne sont donc pas en situation de reproduction (Pretoria Zoo, Granby, Honolulu, Plaisance du Touch, Winnellie)

Il reste 45 questionnaires interpretables que nous avons separees en deux categories : les parcs qui ont eu des naissances (18) et ceux qui n'ont jamais eu de reproduction (27). Nous allons maintenant comparer ces deux groupes et essayer de trouver des differences dans la conduite d'élevage permettant ou compromettant la reproduction.

1.2. RESULTATS

Les reponses de chaque zoo sont retranscrites, question par question, en annexe 3.

2 DISCUSSION : ETUDE DES CONDITIONS D'ELEVAGE ET DE LEUR INFLUENCE SUR LA REPRODUCTION EN CAPTIVITE.

2.1 ENVIRONNEMENT

2.1.1 Taille de l'enclos

La taille des enclos est très variable et va de 162 m² à Jackson Zoo à 36 ha à San Diego Wild Animal Park (San Diego WAP). Bien que Dvur Kralove ait obtenu trois naissances sur 1200 m² et que Winston ou Cambridge (respectivement 35 ha et 20 ha) n'aient pas réussi à faire reproduire leurs Rhinocéros, il semblerait, de prime abord, que les naissances soient plus importantes dans les grands enclos. D'ailleurs, Klös, coordinateur du stud-book, prétend que les Rhinocéros blancs doivent vivre dans de larges enclos rappelant le plus possible leur habitat sauvage car, comme nous l'avons vu plus haut, ce sont des animaux sociaux à activité territoriale. Il dit donc que les facteurs les plus importants pour la reproduction de cette espèce sont un espace suffisant et un grand nombre de femelles [26]. La taille de l'enclos doit en effet permettre au mâle de marquer correctement son territoire afin d'affirmer son autorité et d'obtenir ses droits sur les femelles. S'il y a plusieurs mâles, ils doivent pouvoir cohabiter sans restriction [29].

Dans son étude sur les comportements sociaux des deux groupes de Rhinocéros blancs de Dvur Kralove, Mikulica [37] remarque que, dans un enclos de 1100 m², les territoires des femelles se superposent, provoquant la dominance d'une femelle sur les autres et même sur le mâle, qui n'est plus en situation normale de reproduction.

D'après [14], la taille de l'enclos pour un groupe reproducteur (2 mâles et 1 femelle) ne doit pas être inférieure à 1 hectare et, si le groupe est plus important la taille de l'enclos doit augmenter en proportion.

Nous avons utilisé cette taille limite pour appliquer un test du Chi-deux [66] sur les données recueillies dans notre enquête.

Taille enclos reproduction	Inférieure à 1 hectare	Supérieure à 1 hectare	Total
(+)	6	10	16
(-)	16	6	22
Total	22	16	38

Répartition des zoos en fonction de la taille de l'enclos et de leur statut reproducteur

χ^2 observé = 3.97 et χ^2 calculé avec 1 degré de liberté au seuil de signification de 0.05 = 3.84

Ce résultat montre une différence légèrement significative qui traduit l'impact de la taille de l'enclos sur la reproduction. Il s'oppose à une enquête précédemment réalisée par Lindemann [33] en 1982 où la taille de l'enclos n'apparaissait pas comme facteur déterminant dans la reproduction. Notons que Lindemann avait pris comme limite 4000 m² (1 acre) et que si nous refaisons le calcul avec cette valeur nous obtenons χ^2 obs = 3.89, ce qui est toujours significatif.

Il faut tout de même nuancer ce résultat car il ne tient aucun compte de la taille du groupe qui est un, sinon le, facteur déterminant dans la réussite ou non de l'élevage des Rhinocéros comme nous le verrons plus loin. Il est d'ailleurs très difficile de séparer ces deux critères car ils sont intimement liés par le comportement social et territorial de ces animaux. On remarquera par exemple qu'au zoo de Jacksonville, le passage d'un couple dans un petit enclos à un groupe dans une plaine africaine a déclenché la reproduction mais on ne saurait dire quel facteur a été prépondérant. Le groupe est passé de 1.1 à 2.3 animaux en 1975 et les animaux ont été transférés dans la plaine africaine en 1977. La première naissance a eu lieu en 1979 [15].

En conclusion, on confirmera donc la théorie de Klos en disant que les Rhinocéros blancs sont plus aptes à reproduire dans un grand enclos.

2.1.2 Composition de l'enclos

La seule constante dans ce chapitre semble être la mare de boue (29 zoos sur 44 en ont une). Nous savons déjà que dans la nature les Rhinocéros affectionnent les baignades de boue qui jouent un rôle à la fois dans la thermoregulation (ils ne transpirent pas suffisamment) [30] et dans la protection de l'épiderme comme nous le verrons un peu plus tard. Ces mares ne doivent pas être profondes car les Rhinocéros ne savent pas nager et ne peuvent pas relever la tête. Il faut assurer un bon drainage car ils peuvent déféquer dedans [28] et il est recommandé de les nettoyer au moins une fois par an [14].

En plus d'un confort physique, les mares pourraient jouer un rôle ethologique. Le Capitaine H. B. Potter, conservateur au Zululand pendant de nombreuses années, pensait que les Rhinocéros ne pouvaient reproduire qu'après un bain de boue [1]. Sans pouvoir dire que les bains de boue ont un rôle direct dans la reproduction, on sait tout de même que c'est une de leurs habitudes naturelles et O'Connor [41], dans son étude sur les comportements en captivité, assure qu'il est primordial de se rapprocher au maximum des conditions du milieu sauvage. Elle conseille pour cela de mettre à disposition des animaux, non seulement une mare de boue, mais aussi des points de grattage et des coins d'ombre. Ces aménagements contribuent à diminuer les interventions humaines dans l'enclos et donc les dérangements dans le groupe.

D'autres aménagements paraissent nécessaires pour optimiser les chances de réussite. En effet, Mikulica [37] a montré qu'en captivité le contact visuel permanent entre les animaux les oblige à réagir à toutes les positions et postures de leurs congénères. Cela provoque un stress permanent qui nuit au comportement sexuel des Rhinocéros. Pour éviter ou diminuer cette gêne, il semble judicieux d'ajouter des obstacles dans l'enclos, derrière lesquels les animaux pourront se réfugier pour se soustraire à la pression du groupe [14]. On peut rajouter des rochers, des troncs d'arbres, et même des arbres et des bosquets qu'il conviendra de protéger contre la destruction par grattage ou déterrage. Au zoo d'Edimbourg, ils ont même placé des roues de tracteurs et des cordes pour que les Rhinocéros puissent jouer.

2.1.3. Climat

Le climat ne semble pas jouer un rôle crucial dans la réussite de la reproduction. En effet, les zoos de Hilvarenbeek et de Arnhem au Pays-Bas ont obtenu des naissances avec des températures allant jusqu'à -15°C . Les Rhinocéros sont capables de supporter des températures comprises entre 0°C et 15°C et même négatives à condition que le temps soit sec et sans vent [24]. Pour l'été, il leur faut des coins d'ombre en nombre suffisant. Ils peuvent être naturels (arbres, bosquets) ou artificiels. Dans ce dernier cas, ils serviront aussi d'abri pour la pluie. Il vaut mieux éviter d'utiliser la maison comme refuge par mauvais temps sauf si les Rhinocéros y ont accès en permanence. Il faut aussi prévoir des protections contre le vent [14].

Si les climats tempérés ne sont pas un obstacle à la reproduction des Rhinocéros, ils ont tout de même un rôle non négligeable dans la répartition des naissances au cours de l'année et dans les intervalles entre les naissances. On note un intervalle moyen entre les naissances de 19,5 mois à San Diego WAP contre 29,5 mois pour Whipsnade [41]. Cet écart est relié au fait que les mâles et les femelles sont rentrés dans des bâtiments séparés en hiver à Whipsnade à cause du mauvais temps, alors qu'ils restent ensemble toute l'année à San Diego.

On observe de même une répartition saisonnière des naissances dans les zoos où les animaux sont rentrés en hiver (cf. courbes annexe 4). Il y a non seulement une perturbation sociale par séparation du groupe mais aussi une gêne physiologique : l'oestrus chez la femelle dure environ une demi-journée et peut se produire pendant la période de séparation nocturne.

Cela nous amène à conclure que le climat n'est pas un facteur primordial dans la reproduction, mais peut être un facteur limitant quant au rendement du troupeau.

2.1.4. Bâtiments

Les recommandations de base en mesure de logement ne sont pas très draconiennes [14].

- Contact visuel entre les animaux
- De solides parois mesurant plus de 2 mètres de haut, dont une au moins interchangeable (pour permettre de grouper différemment les animaux selon les circonstances).
- Hauteur minimale du plafond à 3.5 mètres et largeur des portes supérieure à 2.5 mètres
- Superficie d'au moins 30 m² par animal avec chaque côté mesurant plus de 5 mètres de long. Ces dimensions devront augmenter si l'animal y reste longtemps.
- Accès obligatoire pour un tracteur ou une grue.

Pour les sols, un bon drainage est indispensable et la désinfection ne doit poser aucun problème. Ils doivent être mousses et lisses pour éviter toute lésion de la sole (un carrelage avec drainage central par exemple).

Pour les couchés des adultes, il n'y a rien de particulier. Le bois assure une bonne isolation et un confort appréciable [28]. En revanche, pour les jeunes, il est bon de rajouter un peu de paille [14].

Le chauffage n'est pas obligatoire tant que la température extérieure n'atteint pas -5°C. Si le chauffage se fait par le sol, il ne doit pas couvrir plus du quart de la surface totale de la maison. En effet, cela soulève des poussières et des vapeurs d'ammoniac pouvant occasionner des troubles respiratoires [14]. Pour la même raison, il est préférable d'utiliser des chauffages à radiation plutôt qu'à convection [28]. Une température intérieure de 16°C est suffisante pour les Rhinocéros blancs [14].

De l'eau à température ambiante doit être accessible en permanence dans des abreuvoirs de 200 litres au minimum, un peu surélevés par rapport au sol [38]. Il ne faut pas oublier de prévoir la taille de la corne. Les abreuvoirs en self-service sont déconseillés [14].

Les animaux doivent disposer de 12 heures de lumière quotidienne, même en hiver. Il est donc bon de prévoir un éclairage dans la maison [14].

Dans notre enquête, les bâtiments sont aussi variés que les enclos et rien ne semble ressortir vraiment. Si l'on compare aux normes ci-dessus, on note que, ne serait-ce qu'en superficie (donnée facile à quantifier), les 30 m² recommandés par animal ne se retrouvent que dans 3 zoos reproducteurs (sur les 11 qui ont répondu à cette question) et dans 4 zoos non reproducteurs (sur 16). Le logement n'est visiblement pas un facteur déterminant pour la reproduction.

2.1.5. Voisinage

La cohabitation avec de nombreux oiseaux et d'autres herbivores ne pose aucun problème. Les seules manifestations d'agressivité qui ont été notées concernant les autres espèces de Rhinocéros. Il est donc hors de question de mélanger les différentes espèces de Rhinocéros car cela n'apportera rien sur le plan de la présentation (le public ne saura pas faire la différence) et pourrait poser de nombreux problèmes de gestion du troupeau, le mode de vie et la physiologie de la reproduction étant très spécifiques chez les Rhinocéros [64].

2.2 ALIMENTATION

Les réponses à cette question sont très variées. Nous nous contenterons seulement de rappeler les recommandations bibliographiques. En revanche, nous évoquerons plus en détail le rôle de la vitamine E car de nombreux travaux ont été effectués sur ce sujet.

2.2.1 Rations

L'alimentation du Rhinocéros blanc ne pose pas de problème de l'herbe fraîche à volonté suffit [33,28]. Cela n'est malheureusement pas réalisable dans tous les zoos. Dans la plupart des cas, l'herbe est remplacée par du foin (20 à 66 kg de fourrage) auquel on ajoute des concentrés (2 à 30 kg), des fruits et des légumes divers. Certains zoos distribuent des concentrés toute l'année et d'autres en hiver seulement (quand l'herbe fraîche manque).

Les fourrages doivent être de bonne qualité et en grande quantité (au minimum 1,5% du poids corporel en matière sèche [5]), soit 25 à 35 kg de matière sèche par jour pour un adulte [24]. Il faut préférer des foin grossiers et mélanges pour éviter les problèmes digestifs comme les diarrhées [30]. Comme nous le montrerons plus loin, les fourrages frais ont une importance non négligeable pour leur apport en vitamines et notamment en vitamine E.

Les concentrés sont nécessaires pour équilibrer une ration à base de fourrages secs qui sont appauvris en protéines et acides gras [28]. Les granulés pour chevaux sont en général bien tolérés [30] mais il faut éviter les granulés de luzerne chez le Rhinocéros blanc [14]. En quantité, ils ne doivent pas apporter plus du tiers de l'énergie totale de la ration et il est bon de distribuer un peu de foin avant [5].

On peut aussi ajouter des légumes et des fruits surtout en hiver (pommes, carottes, poires : 1 à 2 kg par jour) [14].

Les compléments ne sont en général pas nécessaires mis à part des pierres à lécher accessibles en permanence [5].

Les problèmes alimentaires sont rares mais quelques plantes sont à éviter : chou, oignons, érable rouge. [14]. Les foin de luzerne de très haute qualité sont aussi parfois à l'origine de diarrhées et de coliques [5]. La nourriture doit être distribuée sur un plan dur, une aire bétonnée par exemple, pour éviter l'ingestion de terre en trop grande quantité [5].

Pour résumer, le tableau suivant regroupe les besoins nutritifs essentiels des Rhinocéros en fonction du stade physiologique [14]. Les besoins alimentaires des chevaux semblent être le meilleur modèle car ils ont aussi une fermentation intestinale terminale [Dierenfeld, communication personnelle].

	Croissance	Adulte	Gestation, Lactation
Energie digestible (Mcal / kg)	2.45-2.90	2.00	2.25-2.60
Protéines brutes (%)	12-15	8.0	10-13
Ca (%)	0.6	0.3	0.4
P (%)	0.3	0.2	0.3
Mg (%)	0.1	0.1	0.1
K (%)	0.3	0.3	0.4
Vitamine D (UI / Kg MS)	800	300	600
Vitamine E (UI / Kg MS)	80	50	80

Analyse d'une ration (recommandations optimales) [14]

Protéines brutes : 12%

Matières grasses : 2.25%

Cellulose brute : 23%

Matières minérales : 11.50%

Additifs : 2%

2.2.2 Rythmes de distribution

Dans la nature, les Rhinoceros passent la plus grande partie du jour et de la nuit à paître. On a déjà remarqué que ces animaux s'adaptent facilement aux changements de conditions. Mais, lors d'une étude sur les effets du mode d'alimentation sur le comportement social des Rhinoceros blancs, Loidold and Co. [34] montrent que si la nourriture est distribuée en un seul point, les animaux mangent les uns après les autres et les mâles évitent un contact trop rapproché avec les femelles. Cette observation est confirmée par Schmidt et Sachser [58] : le comportement des Rhinoceros diffère selon le mode de distribution de la nourriture et ces variations modifient le taux de corticostérone salivaire. Quand le foin est dispersé, le mâle mange seul et les femelles forment des communautés stables (type mère-fille). Si l'alimentation est déposée en un seul tas, les agressions sont 2 à 4 fois plus fréquentes mais restent de faible intensité et sans combat. La concentration en corticostérone dans la salive passe alors de 2,7-4,4 ng/ml si l'aliment est dispersé à 3,9-5,7 ng/ml sinon. Cette augmentation a été observée au même moment chez un mâle isolé dans un enclos à 6 mètres du lieu de l'expérience. Cette étude permet d'entrevoir une méthode quantitative et non invasive pour évaluer le stress subi par les animaux. Notons que le stress subi par un individu semble se transmettre à ses congénères, jusque dans les enclos adjacents.

D'autre part, la pâture plus ou moins continue pendant la journée est une stratégie fréquente chez les herbivores de grande taille. En effet, ils ont un transit rapide qui nécessite de nombreux repas pour maintenir le volume alimentaire [41].

Il semble donc évident que, si la nourriture pâturée n'est pas suffisante (ce qui serait la solution idéale), il faudra apporter du fourrage plusieurs fois par jour et le disposer en plusieurs points bien distincts pour éviter une éventuelle compétition entre mâles et femelles et une augmentation du stress liée à la captivité.

2.2.3 Vitamine E et reproduction

Tout comme l'éléphant, les Rhinoceros en captivité ont un taux sanguin de vitamine E très faible : 0 à 0,7 $\mu\text{mol/l}$ chez des Rhinoceros blancs (*Ceratotherium simum simum*), ayant accès à l'herbe ou supplémentés en vitamine E [2].

Stanley Price [64] note un faible taux d'accroissement de la population captive (très inférieur à 4%) et pense que cela pourrait provenir, entre autres, de problèmes de santé subcliniques en captivité car l'alimentation est pauvre en vitamine E. Dolensek [7] remarque lui aussi que, chez l'éléphant, des progrès relatifs à la supplémentation en vitamine E pourraient augmenter les chances de reproduction mais il reste persuadé que ce n'est pas le seul problème.

D'autre part, de nombreuses études ont été réalisées sur l'utilisation de la vitamine E chez le Rhinocéros noir car une carence pourrait être à l'origine des anémies hémolytiques rencontrées dans cette espèce [4]. Bien que cette pathologie n'ait jamais été rencontrée chez d'autres Rhinocéros, ces études sont applicables aux autres espèces de Rhinocéros africains ou indiens, car même si le mode d'alimentation varie légèrement, les grandes lignes nutritionnelles restent semblables [Dierenfeld, communication personnelle].

2.2.3.1. Rôles de la vitamine E

La vitamine E ou α -tocophérol est un anti-oxydant intracellulaire liposoluble dont le rôle exact reste à affiner. Elle agit, avec le sélénium, en inhibant la peroxydation des acides gras insaturés (AGI) de la membrane cellulaire [2]. Elle protège ainsi la membrane des globules rouges (d'où le rôle d'une carence dans l'anémie hémolytique), prévient la dégradation de la vitamine A et maintient la fonction testiculaire [5]. Elle intervient aussi dans la synthèse des prostaglandines et dans la réponse immunitaire [2].

La carence en vitamine E n'entraîne pas forcément une maladie mais peut s'extérioriser en cas de stress [2]. Elle peut provoquer une diminution de la fertilité par atrophie testiculaire chez le mâle ou résorption fœtale chez la femelle. Dans ce dernier cas, on observe une stérilité malgré des cycles hormonaux et des accouplements normaux [7,22]. Dans certaines espèces captives ou l'on a démontré une carence en vitamine E (taux plasmatiques faibles), une supplémentation a permis d'augmenter le taux sanguin et de diminuer les troubles de fertilité [7]. Cela prouve bien que la vitamine E peut jouer un rôle non négligeable dans la réussite de la reproduction.

2.2.3.2. Sources de vitamine E

Les α -tocophérols ne sont synthétisés que par les végétaux [2]. Les animaux ne les trouvent donc que dans leur alimentation. Les aliments riches en vitamine E sont, dans l'ordre décroissant, les germes de céréales, les graines oléagineuses, les légumes à feuilles (choux, épinards, salades) [22]. L'herbe fraîche contient 10 fois plus de vitamine E que les foin mais les jeunes plantes sont riches en AGPI qui augmentent les besoins en vitamine E [4]. La teneur en vitamine E diminue déjà de 90% pendant la maturation et elle résiste très mal à tous les processus de conservation des fourrages [45].

Prenons quelques exemples pour la luzerne [45] :

- fânage : 60% de pertes en vitamine E
- Stockage pendant 12 semaines : perte de 73%
- Ensilage : adjonction d'acides organiques : perte de 100%

2.2.3.3. Devenir de la vitamine E dans l'organisme

Dans les tissus animaux, la forme prépondérante est l' α -tocophérol [45]. La concentration sanguine en α -tocophérol est directement liée aux apports alimentaires en vitamine E [2]. Les faibles taux plasmatiques rencontrés chez les Rhinocéros captifs ($0.63 \pm 0.08 \mu\text{g/ml}$ chez *Ceratotherium simum*) [6]) sont donc dus à une carence en apport ou à une mauvaise utilisation de la vitamine E ingérée.

Il y a aussi une autre explication possible : les lipides plasmatiques de Rhinocéros ne comportent pas de fraction HDL. Or, la vitamine E est liposoluble et cette fraction est indispensable à son transport dans le sang [6].

Certains facteurs augmentent la consommation de vitamine E et il faut en tenir compte lors du calcul de la ration [4].

- La vitamine A est aussi une vitamine liposoluble et elle entre en compétition avec la vitamine E lors du transport sanguin par les micelles lipidiques. Une grande quantité de vitamine A peut saturer les porteurs et limiter l'absorption de vitamine E et inversement, une injection de vitamine E diminue les effets toxiques d'un excès de vitamine A.

- Une alimentation riche en acides gras polyinsaturés (AGPI) sollicite le système antioxydant vitamine E-selenium. Le passage soudain à des plantes jeunes très riches en AGPI, les aliments actuels pour Ongulés de zoo qui sont enrichis en AGPI.

- La situation de captivité multiplie les causes de stress et accentue les besoins en vitamine E.

2.2.3.4. *Formes commerciales et recommandations*

En captivité, si les animaux n'ont pas accès à de l'herbe fraîche toute l'année, il faut les supplémenter en vitamine E. Mais le calcul de la ration en ajoutant une certaine quantité de vitamine E ne suffit pas : il faut aussi tenir compte de la qualité et surtout de la forme commerciale [45]. En effet, il existe de très grandes variations interspécifiques dans l'utilisation des différentes formes de vitamine E [44].

Plusieurs expériences ont montré qu'une supplémentation pendant plusieurs mois avec la forme la plus courante de vitamine E synthétique (dl- α -tocophérol-acétate liposoluble et très stable) n'a provoqué aucune élévation du taux plasmatique chez les Rhinocéros, même à des doses très supérieures aux recommandations habituelles [45,31].

Parmi toutes les formes commerciales, une seule est correctement utilisée par les Rhinocéros : d- α -Tocopheryl Polyethylene Glycol 1000 Succinate ou TPGS [44]. Une supplémentation avec 2100 UI de TPGS permet d'élever la concentration plasmatique en tocophérol de 0,2 $\mu\text{g/ml}$ à 2,4 $\mu\text{g/ml}$ en 14 jours seulement [45]. Mais, dès l'arrêt de la supplémentation, on redescend rapidement aux valeurs initiales [25].

Le TPGS se présente sous la forme d'un solide cireux hydrosoluble relativement stable à l'air libre mais altéré par la chaleur, l'humidité ou la présence de minéraux. Il est utilisé en solution aqueuse à 20% beaucoup moins stable. Elle doit être conservée au réfrigérateur ou par l'adjonction de 5% d'éthanol [45]. Il vaut mieux la préparer extemporanément.

La dénomination commerciale chez Mazuri est E-E-Vit (annexe 5).

Tout cela montre bien que, chez les Rhinocéros, on peut avoir des carences en vitamine E malgré une supplémentation. Les recommandations actuelles sont de 150 à 200 UI/kg de matière sèche sous la forme TPGS.

Au même titre que le climat, une carence en vitamine E peut jouer un rôle accessoire non négligeable dans la reproduction des Rhinocéros. Il faudra y penser surtout dans les cas d'infertilité malgré des chaleurs et des accouplements réguliers ou lors de stérilité du mâle. Pour les zoos ne possédant pas de zone de pâturage, il est recommandé de compléter systématiquement les rations avec 200 UI de TPGS/kg de matière sèche distribuée. Cela permet d'éliminer une éventuelle cause d'échec.

En effet, nous remarquons dans notre enquête, que, dans tous les zoos reproducteurs, les Rhinocéros mangent de l'herbe fraîche ou des légumes à feuilles (riches en vitamine E) tout au moins en été. En revanche, dans les zoos sans reproduction, cette pratique est beaucoup moins répandue (14/27 seulement distribuent de la verdure).

C'est un paramètre dont l'action véritable est difficile à quantifier mais il est relativement facile à éliminer.

2.3 PATHOLOGIES

2.3.1. Mortalité

On peut schématiquement regrouper les données recueillies par le questionnaire dans le tableau suivant.

	JEUNES	ADULTES	TOTAL
Cause inconnue	3	2	5
Traumatismes	3	7	10
Maladies infectieuses	2	9	11
Maladies dégénératives		5	5
Maladies métaboliques		2	2
Processus cancéreux		2	2
Reproduction (avortements dystocie)	3	1	4
Euthanasies		2	2
TOTAL	11	30	41

La mortalité reste faible dans cette espèce : 1,4% par an de 1973 à 1980 [33]. Les causes majeures sont les traumatismes et les infections qui peuvent être secondaires aux premiers, notamment par le biais des blessures cutanées. En effet, l'épaisseur du derme empêche l'abcédation vers l'extérieur et la faiblesse de l'hypoderme favorise le passage des germes dans le sang, entraînant parfois une septicémie [30].

La mortalité des nouveaux-nés et des jeunes n'est pas négligeable. En 1989 le Stud-book enregistrait 342 naissances de *Ceratotherium simum simum*, dont 56 morts avant l'âge de un an, soit un taux de mortalité avant un an de 16% [39]. C'est un point sur lequel il est nécessaire de progresser afin d'augmenter le taux d'accroissement annuel de cette espèce en captivité. Dans ce but, les responsables du Stud-book demandent à tous les établissements participant au programme de conservation de bien vouloir leur adresser un rapport d'autopsie détaillé et de réaliser de nombreux prélèvements (congélation des organes vitaux, échantillons fœtales, prises de sang...) [14]. Cela permettra ensuite, par recherches histopathologiques, hématologiques, biochimiques ou sérologiques de déterminer, si besoin est, les causes de la mort mais surtout d'obtenir un plus grand nombre de données précisant les paramètres biologiques de base de cette espèce.

2.3.2 Pathologies majeures

Les pathologies qui reviennent le plus souvent sont les problèmes de peaux : blessures, ulcérations, abcédations et infections cutanées. L'épiderme est fragile et craque facilement, d'où l'intérêt des mares dans un but préventif (hydratation et protection) ou curatif (en facilitant la cicatrisation des plaies) [24].

Trois zoos mentionnent aussi des problèmes respiratoires, surtout l'hiver quand les animaux sont à l'intérieur. A Dvur Kralove, les rhinites purulentes ont complètement disparu après la modification du système de ventilation de la maison des Rhinocéros. Ces pathologies sont le plus souvent imputables à une mauvaise aération des locaux et à l'accumulation de vapeurs ammoniacales dans le bâtiment.

Dans deux cas, les animaux ont présenté des diarrhées après ingestion de mauvais fourrages ou de nourriture avariée.

En résumé, les infections sont rares chez les Rhinocéros et relativement faciles à éviter. Il faut un logement bien aéré, une alimentation de bonne qualité [28] et un traitement très rapide de la moindre lésion cutanée avant qu'elle ne se surinfecte. Il faut aussi veiller à la propreté des sols et éviter les fourrages contaminés qui, en se putréfiant, pourraient provoquer des infections secondaires au niveau de la sole et des espaces interdigités [14].

2.3.3 Pathologies liées à la reproduction

Parmi les pathologies mentionnées, très peu pourraient avoir un rôle dans la non-reproduction.

En effet, mis à part une dystocie et les lésions de paraphimosis et de sténose urétrale trouvées sur un mâle mort, seul le parc de Whipsnade mentionne des infertilités fréquentes à la suite de métrites post-partum. A Tunis, on note aussi une stérilité des femelles avec absence de chaleurs et les traitements à base d'oestrogènes et de prostaglandines, ainsi qu'un changement d'alimentation n'y ont rien changé. On peut donc se demander si le problème est seulement d'origine organique ou s'il faut chercher ailleurs les causes de cette stérilité.

2.3.4 Parasitisme et prophylaxie

Les parasitoses semblent peu fréquentes sur les Rhinocéros vivant en captivité. On les rencontre surtout sur des animaux récemment capturés.

Les parasites les plus fréquents sont [14]

- des Nématodes (Strongyloides, Oxyuris, Habronema, Ascaris) au niveau du caecum et du colon [30].
- des Arthropodes (Varrons, Gastrophiles). Les Gastrophiles infestant les animaux importés sont excrétés en Février, mais dans l'hémisphère Nord le cycle est rompu [30].
- des Cestodes (Anoplocephala) qui sont le plus souvent autoéliminés dans le temps [30].
- des Protozoaires (Coccidies, Balantidium et Trichomonas) pouvant provoquer des diarrhées chez les jeunes animaux [14].

Les traitements prévus pour les chevaux sont aussi efficaces sur les Rhinocéros, aux mêmes posologies.

Pratiquement, environ un tiers des zoos intertropes vermifugent régulièrement (2 à 4 fois par an) tandis que d'autres pensent que ce n'est pas nécessaire.

Il est tout de même recommandé de réaliser un examen coproscopique deux fois par an [14].

En conclusion, on peut noter que les soins vétérinaires sont plutôt rares dans cette espèce et que les pathologies ont un rôle négligeable dans la reproduction.

2.4 GROUPE SOCIAL

2.4.1 Composition du groupe

2.4.1.1. Taille

Tous les auteurs sont d'accord sur un point : les chances de reproduction dans une paire sont faibles [33]. Dans notre questionnaire, on remarque que 4 paires seulement ont reproduit et parmi elles, 3 n'ont obtenu qu'une naissance. Seul Edimbourg a réussi à faire reproduire un couple de Rhinocéros mais la femelle est arrivée pleine et les deux animaux venaient de Whipsnade où ils faisaient partie d'un groupe reproducteur. On ne sait pas si la reproduction est due au changement de lieu ou si une femelle qui a déjà mis bas reproduit plus facilement [33]. Les couples formés depuis longtemps semblent montrer un "mepnis familial" pour la reproduction [29], et les animaux perdent de l'intérêt l'un pour l'autre [33]. La plupart du temps, la femelle n'a même pas de comportement sexuel [33]. On a vu plus haut que la formation en couple n'est pas une situation naturelle pour les Rhinocéros blancs et, avant de garder des animaux en captivité, il faut toujours étudier leur mode de vie en liberté [33].

L'analyse du stud-book 1993 [27] confirme ces observations et nous l'avons resumée dans le tableau suivant :

Taille du groupe	1 1	1 2	2 1	1 n	n 1	n' n'	Total
Repro -	83	19	8	1	1	17	129
Repro -	7	5		4		29	45

Repartition des zoos en fonction de la taille du groupe et du succès de la reproduction

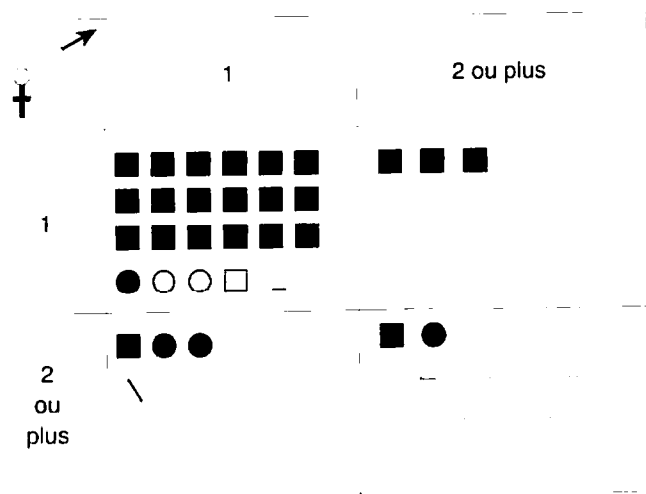
Repro - : zoos n'ayant pas obtenu de reproduction

Repro - : zoos reproducteurs

n = 2, n' = 1

Si l'on regroupe les zoos en deux catégories : moins de 3 et plus de 3 animaux, on obtient un $\chi^2 = 56$, soit une différence très significative.

Nous retrouvons des résultats similaires dans notre enquête, résumés dans le tableau ci-contre.



- Reproduction
- Reproduction mais histoire spéciale
- Reproduction dans un couple mais femelle arrivée pleine
- Accouplements sans résultat
- Pas d'accouplement, pas de reproduction

Histoires spéciales :

- Bloemfontein : conception peu après l'arrivée d'une nouvelle femelle remplaçant la femelle originale décédée
- Anvers : aucun comportement sexuel observé malgré une naissance en 1981, peu après un changement d'enclos¹

Tout cela montre que la réussite de la reproduction dans cette espèce passe par la formation d'un groupe. D'après Göltenboth [14], le groupe minimum serait 1 ♂ adulte (1 mâle et 3 femelles) et les descendants doivent rester dans le groupe aussi longtemps que les mâles sont tolérés. Mais il apparaît aussi qu'un autre mâle, même dans un enclos adjacent peut stimuler la reproduction. Sur ce point, cela rejoint l'étude de Lindemann [33] qui montre que le nombre de mâles a une influence sur la reproduction et qu'avoir plus d'un mâle adulte est un avantage. C'est possible avec les Rhinocéros blancs car le mâle dominant accepte la présence de mâles subalternes [26]. On a d'ailleurs deux exemples notables : les mâles dominants et reproducteurs des deux plus grands groupes, San Diego WAP et Whipsnade, proviennent d'un couple ou ils n'avaient jamais reproduit. De même, au zoo de Jacksonville, la reproduction a commencé lors du passage d'un couple (maintenu pendant huit ans sans le moindre comportement sexuel) à un groupe de 2-3 animaux. Nous savons par ailleurs que, dans cet exemple, le groupe a été, dans un même temps, transféré d'un enclos à une plaine africaine beaucoup plus vaste. La taille minimale idéale du groupe serait plutôt 2-3 animaux dans un enclos de taille suffisante pour leur permettre un comportement le plus naturel possible [14].

D'autre part, la meilleure méthode pour augmenter le nombre d'animaux reproducteurs en captivité semble être le transfert d'animaux n'ayant jamais reproduit dans un groupe reproducteur [48].

2.4.1.2 Organisation et harmonisation

Les Rhinocéros blancs ont une hiérarchie sociale complexe dont il faut tenir compte dans la formation d'un groupe. On remarque en Europe que plusieurs groupes de trois animaux ou plus ne reproduisent pas [29]. Dans notre questionnaire, 9 des 28 zoos sans reproduction ont au moins trois animaux. En regardant dans le détail, on se rend compte que, le plus souvent, ces zoos n'arrivent pas à mélanger correctement les animaux de manière à former un groupe capable de reproduire [29].

Dans notre étude, mis à part Cambridge, les groupes constitués de 4 animaux (Tunis et Sigean) sont en fait maintenus en paires dans des enclos séparés. On retrouve alors la formation en couple étudiée plus haut et on néglige l'opportunité de créer un groupe. Pour Sigean, les deux femelles ont été mises en présence du plus jeune mâle mais la différence d'âge semble trop importante entre les animaux pour créer un groupe cohérent. En effet, un mâle sub-adulte ne sait pas se comporter en présence d'une femelle et, si la femelle est beaucoup plus âgée que lui, elle l'intimide et le domine, empêchant ainsi tout comportement sexuel. Un mâle sub-adulte doit donc être mis en présence d'une femelle sub-adulte pendant qu'un mâle plus âgé monte ou saillit la femelle [14].

Il faut aussi tenir compte des relations entre les femelles. Deux femelles peuvent, par exemple, former une paire solide qui risque de nuire à la reproduction si une femelle chasse le mâle prêt à saillir l'autre [14].

Il existe aussi des groupes avec plusieurs femelles dont une seule reproduit (Puebla et Toronto dans notre enquête). Mikulica [37] a remarqué que, vue la petite taille des enclos à Dvur Kralove, les territoires femelles se superposent, provoquant la dominance d'une femelle sur les autres et même parfois sur le mâle. Cette situation est un artefact cause par une concentration artificielle d'animaux dans une aire limitée. La seule dominance observée en liberté est celle du mâle territorial sur les autres mâles. Il est légitime de suggérer que le mâle dominé se retrouve dans la situation d'un mâle subalterne et n'est pas en mesure de manifester son comportement reproducteur. On retrouve ce genre de situation chez d'autres espèces d'Ongulés où les mâles dominés sont en fait de véritables "castrats sociaux". On note aussi que la seule femelle en mesure de reproduire est la femelle dominante du troupeau [37]. On peut donc se demander si les femelles détenues dans un enclos trop petit ne développeraient pas une hiérarchie sociale parfaitement artificielle où seule la dominante est fertile [36].

2.4.2 Contacts entre les animaux

Il faut non seulement former un groupe cohérent, mais aussi que la durée du contact entre les animaux soit compatible avec les comportements sexuels. Dans notre enquête, nous notons trois cas de figure (Cf tableau)

- les animaux sont en contact 24 heures sur 24 tout au long de l'année.
- les animaux sont séparés la nuit toute l'année.
- les animaux ne sont séparés la nuit qu'à la mauvaise saison

Aucune différence significative n'a pu être mise en évidence entre ces populations.

En revanche, Goltenboth recommande de ne pas séparer le mâle et la femelle pendant la nuit suivant une parade nuptiale car les accouplements ont lieu très souvent à l'aube ou au crépuscule [14]. On a aussi remarqué plus haut une différence importante dans les intervalles entre les naissances pour les parcs de San Diego WAP et Whipsnade (respectivement 19,5 et 29,5 mois) qui a été attribuée au fait que les femelles étaient séparées des mâles en hiver à Whipsnade, alors que les animaux sont en contact permanent toute l'année à San Diego WAP [11].

Ces deux observations permettent de dire qu'il vaut mieux laisser les animaux en contact le plus longtemps possible.

2.4.3 Rivalités et relations dans le groupe

La formation d'un groupe apparaît comme primordiale pour réussir à élever des Rhinocéros blancs en captivité. Ce sont des animaux sociaux mais il est parfois difficile d'éviter des affrontements violents qui pourraient occasionner des blessures mortelles.

On remarque que les rivalités entre les animaux, sans distinction de sexe, sont plus fréquentes dans les zoos reproducteurs. Cela confirme le fait que les animaux en couple finissent par s'ignorer.

Pour la formation des groupes, il convient de respecter certaines règles, notamment lors de l'introduction d'un nouvel animal. Goltenboth [14] a décrit la marche à suivre. Les problèmes rencontrés lors d'une introduction dépendent largement du caractère de l'animal. On a noté des agressions dans les deux sexes. Il faut en général plusieurs étapes :

- Contacts auditif, visuel et olfactif.
- Contacts tactiles à travers des barres avec certains membres du groupe.
- Introduction du nouveau auprès du dominant ou du groupe entier sous haute surveillance (toujours prévoir un jet haute pression pour intervenir rapidement en cas de bagarre).

En prenant soin de toujours respecter ces grandes lignes, nous allons maintenant envisager les différents cas de figure en fonction du sexe des animaux.

- Introduction d'une femelle adulte dans un groupe de femelles : la nouvelle arrivée doit d'abord se familiariser seule avec l'enclos. On autorisera ensuite un contact à l'intérieur à travers des barreaux, puis quand toute agressivité aura disparue, on la mettra dehors avec les autres femelles toujours sous surveillance. On prendra toujours soin de grouper en premier lieu les femelles avant de les présenter, avec la nouvelle, aux mâles.

- Formation d'un couple : chaque animal doit se familiariser avec l'enclos. Le mâle doit pouvoir marquer son territoire et il ne faut surtout pas détruire les marques des individus précédents. Les animaux resteront ensuite en contact derrière des barres tant qu'ils montreront le moindre signe d'agressivité. Ils pourront alors sortir ensemble mais les nourritures préférées (compléments par exemple) seront toujours distribuées en dehors de l'enclos. Le temps d'intégration varie de une à dix semaines.

- Introduction d'un nouveau mâle dans un groupe de femelles : le mâle doit marquer son territoire et les crottes ne doivent pas être enlevées avant l'introduction des femelles dans l'enclos. Avant le premier contact à l'extérieur, il faudra vérifier que l'état de santé des femelles est satisfaisant car le mâle pourra être agressif. Le temps d'intégration est environ de 5 semaines.

Pour les mâles, le marquage a une importance capitale. Il leur permet de situer dans la hiérarchie du groupe et parfois d'affirmer leur rôle d'étalon. En Copenhague, un jeune mâle de 5 ans a été remplacé par un mâle adulte. En arrivant sur les lieux, le mâle adulte a reniflé les traces du jeune et s'est excité dessus. Des accouplements se sont produits peu après et la reproduction a démarré dans le groupe un an après le changement de mâle [14].

La qualité de l'environnement social semble être la clé de la reproduction chez les Rhinocéros blancs. Ce problème se rencontre d'ailleurs chez de nombreuses espèces qui mettent plusieurs années avant de reproduire en captivité [64]. Les connaissances actuelles sur le comportement des Rhinocéros blancs semblent suffisantes pour permettre la formation de groupes en situation de reproduction. Il reste maintenant à convaincre les propriétaires de parcs zoologiques détenant des animaux en couple de les céder ou de faire des échanges afin d'augmenter le nombre de géniteurs captifs dans cette espèce.

2.5. COMPORTEMENT SEXUEL

2.5.1. Notion de couple

Comme on vient de le voir, les Rhinocéros blancs maintenus en couple ne se reproduisent que très rarement. En liberté, la notion de couple n'apparaît qu'au moment de l'oestrus. On retrouve le même comportement dans la plupart des zoos ayant réussi la reproduction. Le tableau suivant donne la répartition des zoos en fonction du maintien ou non des couples en dehors des périodes de rut.

	Couple permanent	Couple pendant l'oestrus
Reproduction	4	14
Pas de reproduction	17	6

Cette fois encore, la différence entre les deux populations, reproductrice ou pas, est nettement significative ($\chi^2 = 9.9$).

Les 4 zoos reproducteurs avec un couple permanent sont les suivants :

- *Edimbourg* : le couple est arrivé de Whipsnade Park alors que la femelle était en gestation. L'appariement d'animaux ayant vécu dans un groupe reproducteur est un des moyens pour faire reproduire un couple [29]. On remarque aussi qu'une femelle reproduit plus facilement en couple si elle a déjà mis-bas [33].
- *Anvers* : une seule naissance en 1981 alors qu'aucune activité sexuelle n'a été remarquée. Cette fécondation est survenue peu après le transfert des animaux dans un nouvel enclos.
- *Woburn* : malgré un groupe de 3.3 puis 2.2 animaux et un certain nombre de changements dans la composition du troupeau, un seul couple a pu être observé.

ne donnant qu'une naissance. La mère a d'ailleurs rejeté le petit qui n'a pu être élevé artificiellement.

- *Puebla* : ici, les animaux sont séparés en deux groupes : le couple reproducteur permanent car ils sont seuls dans l'enclos, et un groupe 2:1 dans un enclos adjacent seulement séparé par un fossé. Les animaux sont donc en contact visuel et olfactif comme dans un groupe mais ne peuvent s'accoupler qu'avec le partenaire de leur enclos. Par contre, le mâle n'a un comportement possessif et entreprenant envers la femelle que pendant la période de rut.

Tout cela montre bien que la formation en couple permanent n'est pas naturelle chez les Rhinocéros et ne permet pas un comportement reproducteur normal. Parmi les réponses, on remarque aussi, comme l'avait noté Lindemann [33], que, dans la plupart des couples, les chaleurs ne sont pas détectées chez la femelle (17 couples permanents sur 22).

2.5.2 Cycle oestral

On a peu de données dans les questionnaires à ce sujet :

La durée de l'oestrus varie d'une demi-journée à 5 jours et la répartition est la suivante :

1/2 journée	1 jour	2 jours	3 jours	3 à 5 jours
2	6	3	1	1

La longueur du cycle est encore plus vague : 29 +/- 3-4 jours à Dvur Kralove, 40 à 60 jours à Glen Rose et 1 mois à Edimbourg.

Un retour en chaleurs post-partum a été observé après 3 mois à Ramat-Gan, 6 mois à Edimbourg, et dès la naissance d'un jeune mort-né à Jacksonville.

2.5.3 Parade nuptiale

Elle est relativement constante et se rapproche de la description de Goldenboth [14].

Les mâles en captivité montrent un intérêt permanent pour les femelles mais il atteint son maximum au moment de l'oestrus. Le mâle approche la femelle, la queue recourbée, en produisant de petites vocalisations, des gémissements ou des sons haletants et il urine plus fréquemment en jet [19]. Il la poursuit et après quelques temps, environ 3 jours [28], la femelle se laisse approcher et accepte que le mâle pose la tête sur sa croupe. De son côté, la femelle a un comportement plus variable. Elle peut solliciter le mâle, l'agresser, le poursuivre, l'éviter ou même se montrer indifférente à ses avances. On note ensuite des modifications au niveau de la vulve qui est relevée, avec parfois des pertes de mucus juste avant la saillie. Le couple ne doit pas être séparé au cours de la nuit suivante car beaucoup de copulations ont lieu à l'aube ou au crépuscule. La copulation n'est complète qu'après plusieurs essais infructueux : monte sans érection, monte sans introduction, monte avec introduction mais sans copulation véritable.

La parade nuptiale peut parfois être violente et le mâle peut même blesser la femelle pendant le pro-oestrus. Il convient alors d'isoler le mâle tant que la femelle n'est pas réceptive [30].

2.5.4. Accouplements

Cf tableau annexe

La durée varie de 15 min à 1 heure et la fréquence de 1 à 4 fois pendant la dernière 1/2 journée d'oestrus.

On remarque qu'à Cambridge, les accouplements sont très courts (2 à 5 min) et beaucoup plus fréquents (15 à 20 fois par jour). Or, cet établissement héberge un groupe de 4 animaux (2.2) dans un enclos de 20 hectares, ce qui semble être une situation satisfaisante mais n'a jamais eu de naissances. Il serait intéressant de rechercher la cause de ces copulations avortées car cela semble être le seul obstacle à la reproduction dans ce groupe.

2.6. ETAT ACTUEL DES CONNAISSANCES SUR LA PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

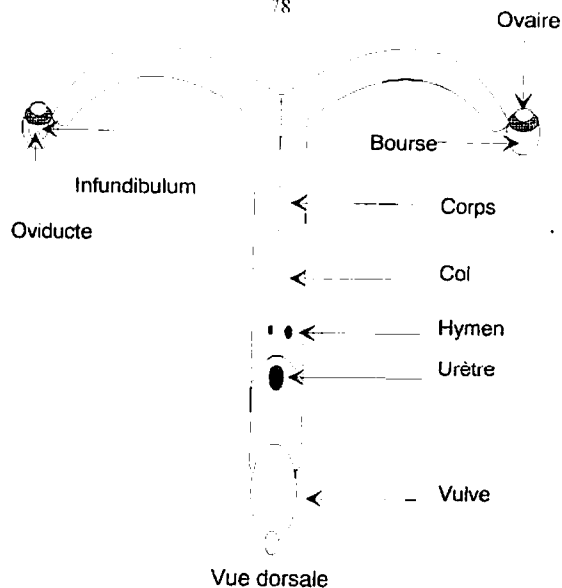
2.6.1. Anatomie des appareils génitaux

2.6.1.1. Appareil génital femelle (Cf. Schema ci après)

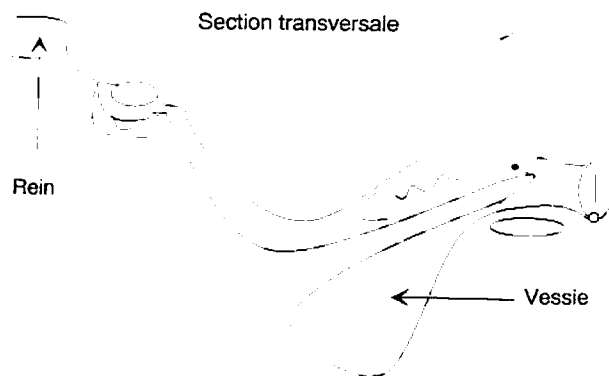
En pratique, l'anatomie de l'appareil génital femelle du Rhinocéros pose de nombreux problèmes. Il a été décrit par échographie [55,56] ou lors d'autopsies [11,13].

La longueur totale du tractus reproducteur (distance ovaire-vulve) varie de 70 cm [56] à 102 cm [13], ce qui empêche toute palpation transrectale et rend difficile la visualisation des ovaires par échographie. Il faut pour y parvenir ajouter une rallonge au bout de la sonde [56].

Le vagin est lisse avec de larges plis longitudinaux et, chez les nullipares, il est obstrué en avant de l'orifice urétral par un hymen percé d'un trou avec un septum. Les deux orifices ainsi formés mesurent environ 4 mm de diamètre. Chez les multipares, il n'en reste que quelques vestiges sur la paroi du vagin [55]. La présence de cet hymen peut nous renseigner sur le passé reproducteur des femelles sauvages au moment de leur capture [11].



Tractus reproducteur femelle d'un Rhinocéros africain (d'après [54])



L'utérus bicorne est constitué d'un corps court et de longues cornes. Le col est une structure difficile à manipuler car il présente de nombreuses circonvolutions excentrées [56]. La lumière est parfaitement étanche et la cathétérisation est impossible, sauf au moment des chaleurs, où elle reste tout de même difficile [11]. Les deux cornes restent liées sur 20 à 30 cm puis se séparent. L'endomètre a un aspect étoilé par la présence de nombreux plis longs et fins [55]. Au cours de la gestation, l'utérus grvide plonge dans la cavité abdominale et la flexibilité du vagin rend l'exploration rectale encore plus difficile. Après la gestation, il reste plus épais et plus large [11].

Les ovaires mesurent environ 1 cm de diamètre [55]. Ils sont ovales et aplatis au repos, ronds en phase folliculaire [56]. Des follicules et des corps jaunes de gestation ont pu être identifiés par échographie [55,56]. On pourrait, par cette méthode, faire des diagnostics de gestation et même détecter des affections ovariennes comme des tumeurs ou des kystes [56].

Chez les Rhinoceros, les ovulations successives intéressent différents sites à la surface des ovaires, à l'inverse des Equidés, qui présentent une fosse ovulatoire unique, mais il n'y a qu'une seule ovulation par cycle. Il doit donc être possible de stimuler la croissance folliculaire à l'aide de gonadotrophines exogènes avant que l'ovulation ne soit terminée [11].

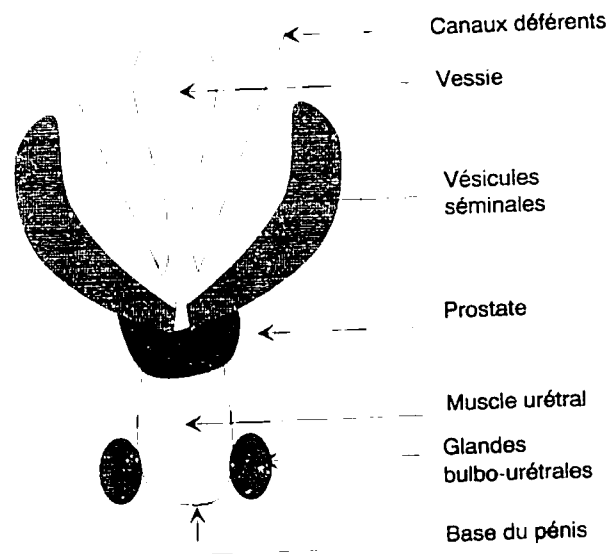
2.6.1.2 Appareil génital mâle (cf. schéma ci-contre)

L'appareil génital mâle a été observé in vivo par échographie par voie rectale [55]. Il est intermédiaire entre l'appareil reproducteur des bovins et des chevaux [56].

La partie intra-abdominale est constituée de trois glandes accessoires : en avant du canal pelvien [56] : les vésicules séminales bilatérales, de part et d'autre du col de la vessie, la prostate qui entoure le col vésical de ses deux lobes trapézoïdaux et les glandes bulbo-urétrales, à la base du pénis [55]. L'urètre pelvien est bien développé chez les Rhinocéros africains [55].

Le pénis est musculo-caverneux et il est dirigé caudalement. Pendant l'érection, il prolonge le fourreau et les glandes accessoires sont projetées vers l'avant. En érection complète, le pénis est horizontal et dirigé vers l'avant [55].

Les testicules sont ovalaires avec un axe longitudinal crano-caudal. Ils sont en position extra-abdominale, caudalement au pénis et dans la même enveloppe cutanée que celui-ci [56].



Vue dorsale

Tractus reproducteur d'un Rhinocéros africain mâle
D'après [54]

2.6.2 Contrôle de la fertilité du mâle

On arrive maintenant à recueillir du sperme sans risque sur des animaux vigiles [54]

2.6.2.1 Contention des animaux

Si l'animal est très complaisant, on peut prélever le sperme sans contention mais le plus souvent, on a recours à une cage. Il est préférable qu'elle soit en permanence dans l'enclos pour que l'animal s'habitue en y passant tous les jours. La cage doit être solide et bien fermée, même vers le haut, car dans un moment de panique, les Rhinocéros peuvent essayer de passer par-dessus [54]

On peut aussi réaliser une contention chimique mais cette méthode est bien trop lourde pour être utilisée en routine. Les produits employés sont le Carfentanyl (0,5 à 2,5 mg) ou l'Étorphine (1,2 à 2 mg) et l'antidote est la Diprenorphine [23]

2.6.2.2 Récolte du sperme [54]

Il existe quatre méthodes que l'on peut combiner.

- *Massage du pénis* : c'est la méthode la plus facile et la plus utilisée chez le Rhinocéros blanc mais elle demande une longue période d'habituation. La manipulation peut être longue mais elle donne toujours un résultat de qualité.
- *Vagin artificiel* : il est constitué de latex et rempli d'eau chaude. Il a peu de succès car il faut d'abord mettre le mâle en condition par l'entremise de taquineries !!! D'autre part, l'érection obtenue est souvent faible et le vagin reste difficile à poser.

- *Massage rectal* : cela consiste à masser les glandes accessoires juste en avant de l'anus. Cette méthode est peu efficace seule car il n'y a pas d'érection et le sperme est produit dans l'urètre. Elle est en revanche très utilisée en conjonction avec un massage ou après électro-stimulation car elle augmente la concentration en spermatozoïdes.

- *Electro-éjaculation* : on peut avoir recours à une sonde rectale ou à des électrodes manuelles circulaires directement appliquées sur le pénis. Une expérience a été réalisée sur un Rhinocéros noir avant une euthanasie [46]. L'appareil utilise un courant continu variable de 0 à 60 V et de 0 à 1 A. Un premier essai avec une sonde rectale et une stimulation directe du pénis par une électrode s'est soldé par un échec : pas d'érection ni d'éjaculation. Le pénis a ensuite été sorti à la main et deux électrodes circulaires ont été posées à 17 cm de distance. Une érection totale et une éjaculation ont été obtenues au huitième stimulus. La stimulation a été maintenue par cycles (augmentation de l'intensité sur deux secondes, maintien au maximum pendant trois secondes, diminution de l'intensité sur deux secondes et augmentation de l'intensité pendant trois secondes). L'éjaculation a duré 62 cycles, soit 45 minutes [46].

2.6.2.3 Analyse du sperme

La composition du sperme épидidymal diffère entre les espèces africaines et asiatiques mais reste relativement similaire entre les deux espèces africaines. Nous ne ferons donc pas de distinction entre Rhinocéros blanc et Rhinocéros noir.

- *Volume* : il peut varier de 0 l à 50 ml mais un faible volume correspond en fait à un éjaculat incomplet [54,56]

- *Concentration* : $0,01 \cdot 10^6$ à $20 \cdot 10^9$ spermatozoïdes par ml. Le sperme est plus riche quand l'animal est bien conditionné [54]

- pH = 7,5 à 9,0 [56]

- Les sédiments sont nombreux (surtout sous la forme CaCO_3) et on trouve aussi des cellules sanguines et épithéliales (10^6 / ml) [56]

- La motilité varie de 0 à 90% et les anomalies, concernant surtout la queue des spermatozoïdes chez le Rhinocéros blanc, de 20 à 90% [54]

Notons que, sous anesthésie générale, les résultats obtenus sont comparables [56]

Volume = 0,2 à 8,5 ml ; motilité = 20 à 85% ; concentration = 124-440 10 spermatozoïdes par ml ; anomalies = 73% en moyenne

2.6.2.4 Conservation du sperme

2.6.2.4.1 Cryoconservation

Le sperme est conservé sous forme de pastilles ou paillettes à -196°C dans l'azote liquide [54,46]. Le sperme riche serait plus facile à conserver mais, comme les fractions séminalles ne sont pas différenciées chez le Rhinocéros, on ne sait pas le concentrer. En général, la récupération après cryoconservation est mauvaise et la motilité diminue de 20 à 30% [54]. Cela pourrait s'expliquer par le fait que le sperme de Rhinocéros est sensible au glycérol, solvant dans lequel il est conservé [56].

2.6.2.4.2 Milieu conservateur

Pour contourner ce problème, un milieu conservateur à température ambiante est en cours d'élaboration. Des échantillons testés sur leur fertilité sont mélangés au milieu et y sont maintenus pendant toute une nuit, le temps du transport au laboratoire destinataire. À l'arrivée, le sperme est de nouveau soumis à de nombreux tests qui se sont jusqu'ici montrés concluants [54].

2.6.3 Description du cycle ovarien

La description du cycle oestral est délicate chez les femelles Rhinocéros pour diverses raisons. En effet, les comportements de chaleurs sont difficiles à observer et les manipulations en vue d'une détection de l'oestrus posent des problèmes d'ordre pratique vu la taille et le caractère sauvage de ces animaux. D'autre part, les données bibliographiques se contredisent et la longueur du cycle est très controversée chez les Rhinocéros blancs.

Nous allons donc, pour plus de clarté, diviser artificiellement ce chapitre en trois parties en fonction des méthodes utilisées pour décrire le cycle ovarien.

2.6.3.1 Observation du comportement

C'est la méthode la plus couramment utilisée car elle est simple à mettre en œuvre mais ses résultats sont aléatoires car les signes de chaleurs sont souvent faibles ou invisibles [28]. On peut attribuer ce phénomène au fait que, comme les animaux vivent en harem dans des enclos de taille réduite, les signes n'ont pas besoin d'être très forts pour attirer le mâle [28]. Dans le meilleur des cas, le mâle suit la femelle pendant deux à trois jours et cette période se termine par un ou plusieurs accouplements.

Les valeurs obtenues nous l'avons déjà vu au chapitre 2.2.5.2 sont très variables. Lindemann prétend, d'après les résultats de son enquête [33], que l'intervalle entre les chaleurs est toujours un multiple de 30 et suppose que les femelles sont capables de suspendre leurs cycles quand les conditions du milieu ne sont pas satisfaisantes (comme dans la nature lors de la saison sèche). Le peu de données recueillies ne nous permet pas de confirmer ou d'infirmer cette hypothèse.

La seule observation du comportement est insuffisante et trop aléatoire pour espérer décrire le cycle oestral et ne permet même pas toujours de détecter l'oestrus.

2.6.3.2. Conjonctions de plusieurs paramètres

Les différentes méthodes permettant de détecter les chaleurs chez les femelles Rhinoceros ont été décrites par Robb-Baro [51] et Wagner [69].

- *Comportement* : cela reprend ce que l'on a vu ci-dessus. En pro-oestrus, la femelle devient agressive et provoque de petites batailles au moindre contact avec le mâle. Cette période commence 5 à 7 jours avant l'oestrus.

- *Frottis vaginal* : il est réalisé presque tous les jours. En dioestrus, les cellules vaginales sont rondes, nucléées et peu kératinisées. La quantité de mucus est faible et les débris peu nombreux. En oestrus, les cellules sont anguleuses, anucléées et complètement kératinisées. Le rapport des cellules non kératinisées et kératinisées s'inverse en douze heures, ce qui correspond à la durée de l'oestrus.

- *Palpation rectale* : la palpation des ovaires est impossible car ils sont beaucoup trop éloignés de la vulve. En revanche, le tonus, la longueur et le diamètre du col et du corps utérins varient en fonction du stade. Le tonus augmente en approchant de l'oestrus et est quantifié de 1 à 3.

- 1 : dioestrus

- 2 : pro-oestrus ou metoestrus

- 3 : oestrus : à ce stade, l'utérus se raccourcit et son diamètre augmente.

- *Analyse urinaire ou fécale* : ces méthodes ont beaucoup évolué ces dernières années et nous leur consacrerons un chapitre spécial.

À l'heure actuelle, aucune méthode n'est suffisamment fiable pour être utilisée seule mais on peut obtenir des résultats satisfaisants en associant deux ou plusieurs méthodes.

Nous retiendrons un exemple : concordance frottis - tonus - analyse urinaire : étude sur une femelle au zoo de Pittsburgh.

De Novembre à Juillet, on note un net comportement de chaleurs, l'utérus est ferme, les cellules vaginales sont kératinisées et on mesure un pic d'oestrogènes dans les urines ($> 1200 \text{ ng/ml}$) pendant trois à cinq jours. On observe donc une activité cyclique régulière et les cycles varient de 38 à 58 jours (moyenne : 40-42 jours).

D'Août à Octobre, on n'a plus de pic d'oestrogènes et l'excrétion de la progesterone est ininterprétable : les chaleurs sont difficiles à observer et il n'y a aucune corrélation entre le tonus utérin et la cytologie vaginale. Il semble ne plus y avoir aucune activité cyclique.

Cette étude suggère la présence d'un anoestrus saisonnier en été et rejoindrait ainsi la supposition de Lindemann [33]. En revanche, la durée de l'oestrus ne correspond à aucune valeur décrite précédemment. Il faut tout de même rester prudent car cette étude a été réalisée sur une seule femelle.

2.6.3.5 Dosages hormonaux

C'est le moyen le plus fréquemment utilisé pour décrire le cycle ovarien chez les femelles de mammifères. Pour les animaux de parcs zoologiques, il est préférable de trouver des méthodes de récolte d'échantillons non invasives. De nombreuses études ont été réalisées sur le dosage des stéroïdes hormonaux excrétés dans les urines et les fèces des femelles Rhinoceros. Pour le Rhinoceros indien, le dosage de pregnanediol glucuronate (PdG) et d'oestrone dans les urines permet de suivre le cycle ovarien mais ces mêmes expériences ne donnent rien chez les Rhinoceros africains [21]. On a donc supposé qu'il existait des différences interspécifiques dans le métabolisme des hormones stéroïdiennes des Rhinoceros africains et indien.

L'injection d'hormones radioactives a permis de recueillir les métabolites excrétés par le Rhinoceros blanc et de confirmer cette différence. En effet, le seul métabolite de la progestérone chez le Rhinoceros blanc est la 20- α -dihydroprogestérone (20- α -DHP) et les quantités de PdG excrétées sont négligeables dans cette espèce. Pour les oestrogènes, le métabolite majeur est l'oestrone mais son dosage dans les urines ne reflète pas la fonction ovarienne. L'oestradiol-17- α , excrété en quantité plus faible, semble pourtant être un marqueur beaucoup plus fiable de l'ovaire [21].

Ces métabolites sont excrétés à la fois dans les fèces et les urines mais dans des proportions différentes. L'excrétion est prédominante dans les fèces mais elle reste significative dans les urines. Qualitativement, on ne retrouve dans les fèces que des formes non conjuguées car elles subissent une hydrolyse bactérienne dans l'intestin et l'excrétion maximale est retardée par rapport aux urines en raison de la longueur du transit digestif. Dans les urines, on récolte un peu plus de 50% de formes non conjuguées alors qu'elles ne dépassent pas 5% chez le Rhinoceros

indien [17]. On détaillera en annexe (annexe 6) les molécules recueillies ainsi que leur répartition en fonction de l'échantillon.

Hindle [19] a ensuite dosé ces hormones au cours d'un cycle ovarien et la relation entre les pics de concentration de la 20- α -DHP et de l'oestradiol-17- β et le comportement d'oestrus chez une femelle *Ceratotherium simum cottoni* suggère que le dosage de ces métabolites urinaires permet de suivre les phases folliculaire et lutéale du cycle. Cette méthode lui a permis de décrire le cycle ovarien d'une femelle de chaque sous-espèce [18].

- *Ceratotherium simum cottoni* 24 jours

- *Ceratotherium simum simum* 32 jours

Plus récemment, Schwarzenberger [59,60] a dosé les progestérone totales excrétées dans les fèces de plusieurs femelles. La phase folliculaire est caractérisée par une concentration en progestérone inférieure à 250 ng/g de fèces et la phase lutéale par une concentration supérieure à 1200 ng/g. Une femelle *Ceratotherium simum simum* a présenté 9 cycles réguliers de 68,4 \pm 3,4 jours composés d'une phase folliculaire de 12,2 \pm 0,8 jours et d'une phase lutéale de 56,5 \pm 3,3 jours. La phase folliculaire coïncide avec un comportement de chaleurs. Chez une deuxième femelle, *Ceratotherium simum cottoni*, l'activité semble cyclique mais les durées des phases folliculaires et lutéales sont plus variables. Cette étude contraste largement avec les résultats de Hindle [18] et avance une durée de cycle d'environ 10 semaines. Ce résultat est troublant et montre bien qu'on est encore loin de maîtriser parfaitement la physiologie de la reproduction chez le Rhinocéros blanc.

2.6.3.4 Induction de cycles et reproduction assistée

Le faible taux de reproduction chez les Rhinoceros blancs et la controverse au sujet de la longueur du cycle ovarien inquiètent les chercheurs qui restent convaincus que plus de la moitié des femelles captives n'ont pas d'activité luteale ni d'ovulation [62]. L'induction iatrogène d'une activité cyclique à l'aide de prostaglandines par exemple, pourrait être une solution à tous ces problèmes mais encore faut-il trouver le protocole et les doses adéquates à cette espèce [50]. En effet, Godfrey [12], en 1990, a essayé de provoquer une super-ovulation sur deux femelles qui devaient être euthanasiées (protocole en annexe 7). Alors que la femelle semblait effectivement en chaleur (mucus et comportement), il n'a obtenu que quelques ovocytes non fécondants.

Dernièrement, une expérience similaire (protocole en annexe), a été réalisée au zoo de Salzburg sur une femelle qui ne montrait aucune activité luteale depuis deux ans [61]. Dix jours après l'injection d'hCG, la concentration en progestérone a atteint des valeurs correspondant à une phase luteale et 70 jours après l'injection, on a observé un comportement d'oestrus mais pas d'accouplement. Ce résultat montre que l'induction de cycles est possible chez les Rhinoceros blancs mais on ne sait pas encore provoquer une activité cyclique continue. D'autre part, cela confirmerait la durée de cycle de 10 semaines. Il faut donc poursuivre les recherches dans ce domaine.

Tous ces travaux sont primordiaux car ils sont indispensables au développement des techniques de reproduction assistée comme l'insemination artificielle ou la transplantation embryonnaire. Ces méthodes permettraient d'augmenter le taux de conception de Rhinoceros blancs en captivité et surtout de préserver à moindre coût le patrimoine génétique de cette population restreinte et dispersée géographiquement [64]. On pourrait même envisager d'appliquer ces techniques aux animaux sauvages et de mélanger les deux populations [64].

2.6.4 Diagnostic de gestation

2.6.4.1 Durée

La durée de gestation varie elle aussi selon les auteurs mais reste comprise entre 16 et 18 mois [15] (515 à 540 j [14], 474 à 488 j [30]). Ce n'est pas très précis et la plus grande cause de neomortalité au zoo de Jacksonville est la détermination trop approximative de la date de la mise bas [15]. En effet, à plusieurs reprises, la femelle a mis bas dans l'enclos et le jeune a été blessé par les autres animaux du groupe. Il est donc primordial de connaître assez précisément le terme de la gestation pour pouvoir isoler la femelle gestante avant le part.

2.6.4.2 Détection de la gestation

très difficile à voir avant le dernier moment. La femelle peut parfois devenir nerveuse et imprévisible [30] mais le signe le plus évident de préparation à la naissance. Les problèmes rencontrés ci-dessus sont en partie dus au fait que la gestation est mise en évidence par la distension des ligaments pelviens relevant la vulve vers le haut. Ce signe apparaît 6 à 8 semaines avant le part sur un vieil animal mais seulement une semaine avant chez une jeune femelle [28] et peut même passer inaperçu.

2.6.4.3 Diagnostic de gestation par dosages hormonaux

Le dosage d'oestrogènes dans les fèces de femelles d'espèces en captivité a permis de réaliser des diagnostics de gestation [53]. Pour appliquer de telles méthodes aux Rhinocéros blancs, il faut connaître parfaitement les modifications des sécrétions hormonales lors de la gestation. On a déjà vu plus haut qu'il existait des différences spécifiques entre les Rhinocéros africains et asiatiques dans le métabolisme des hormones stéroïdiennes au cours du cycle ovarien. On rencontre le même problème pendant la gestation et les données sur ce sujet sont peu nombreuses.

2.6.4.3.1 Oestrogènes

Chez tous les mammifères, les oestrogènes sont synthétisés par les ovaires, les testicules, les surrénales et le placenta. Au cours de la gestation, une grande quantité est produite par la partie fœtale du placenta et passe dans le sang puis dans le lait, les urines et les fèces de la mère [53]. Chez les bovins et les chevaux, la gestation peut être confirmée à 120 jours par dosage d'oestrogènes (oestradiol-17- β chez la jument, oestradiol-17- α chez la vache) dans les fèces. On a donc essayé d'appliquer cette méthode non invasive aux femelles des parcs zoologiques. Comme on ne connaît pas la forme excrétée, il faut doser les oestrogènes totaux (conjugués et non conjugués) et il est préférable de faire la même mesure sur un mâle car on n'a pas de données sur les valeurs absolues de ces concentrations. Par comparaison, la concentration en oestrogènes chez une femelle gestante est très significativement supérieure à celle mesurée chez un mâle de la même espèce. Le dosage des oestrogènes permet en outre de savoir si le fœtus est vivant car la chute des taux est très rapide après un avortement [53].

Le dosage des oestrogènes totaux ou de l'oestradiol-17- α dans les fèces pourrait donc permettre la détection de la gestation chez le Rhinocéros blanc [17].

2.6.4.3.2 Progesterone

Chez la jument, pendant la gestation, on note aussi une augmentation de la progesterone. Par extrapolation, on peut penser que le dosage de ses métabolites permettrait d'établir un diagnostic de gestation sur les femelles Rhinoceros [68]. Le problème majeur reste ici encore de trouver le métabolite excrété dans cette espèce. Chez le Rhinoceros indien, le dosage de PdG dans les urines permet un diagnostic de gestation précoce, mais les valeurs absolues de la concentration en PdG sont 20 fois moindre chez les Rhinoceros africains et un diagnostic de certitude ne peut pas être fait avant le 8ème mois chez le Rhinoceros blanc [21]. On sait maintenant que les métabolites de la progesterone varient en fonction de l'espèce.

- Rhinoceros blanc : le seul métabolite est un pregnanetriol.
- Rhinoceros noir : le métabolite principal est un pregnanetriol.
- Rhinoceros indien : le métabolite majeur est un pregnanediol (PdG) [20].

Chez le Rhinoceros blanc, en revanche, la 20- α -DHP reste élevée pendant toute la gestation (20 à 160 ng/mg de Créatinine).

Dès la mise bas, 20- α -DHP et PdG diminuent rapidement pour atteindre des concentrations inférieures à 10 ng/mg Cr et restent à ce taux pendant 3 mois. Contrairement au Rhinoceros noir, il n'y a pas d'oestrus post-partum dans cette espèce [19].

Bien que le métabolite prédominant de la progesterone varie selon les espèces, la présence de PdG en quantité élevée indique tout de même la gestation chez le Rhinoceros africain [19]. Cette gestation peut être confirmée par un dosage hebdomadaire d'oestrogènes dans les fèces à partir du 2ème trimestre [53].

CONCLUSION

L'échec de la reproduction du Rhinoceros blanc en captivité est lié au comportement social naturel de cette espèce ainsi qu'à une méconnaissance de la physiologie de la reproduction de la femelle.

Il y a encore de nombreux progrès à faire dans ce domaine mais, avant de mettre en œuvre des moyens lourds et coûteux de reproduction assistée (insemination artificielle, transplantation embryonnaire), il convient de s'assurer de la bonne gestion du troupeau.

On sait maintenant que, pour détenir des Rhinoceros blancs en situation de reproduction, il faut constituer un groupe (au minimum 2 mâles et 3 femelles) dans un enclos de taille suffisante (1 hectare pour 5 animaux). La composition de ce groupe doit aussi répondre à certains critères (âge des animaux, liens de parenté) pour permettre l'installation d'une hiérarchie indispensable à l'expression des comportements reproducteurs.

L'alimentation (notamment en fourrages frais), les aménagements dans l'enclos ainsi que la fréquence des interventions humaines sont aussi à prendre en compte.

Nous arrivons donc à la conclusion que les Rhinoceros blancs sont capables de se reproduire en captivité à condition que les conditions de détention se rapprochent au maximum des conditions naturelles.

ANNEXE I

QUESTIONNAIRE CONCERNANT LA REPRODUCTION
DE S RHINOCEROS BLANCS EN CAPTIVITE

Avez-vous obtenu des naissances de Rhinos blancs, et combien ?

Question 1. HABITAT

- 1 a. Décrivez l'enclos des Rhinos en précisant les dimensions, les surfaces respectives des parties extérieures et des abris, les points d'eau, les mares (schéma souhaitable)
- 1 b. Y a-t-il du relief, de la végétation ?
- 1 c. Décrivez les conditions climatiques (ensoleillement / ombre, pluviosité, températures minimale et maximale)
- 1 d. Y a-t-il d'autres espèces dans l'enclos ? Peuvent-ils voir ou sentir d'autres animaux ?

Question 2. NOURRITURE

- 2 a. Composition de la ration et rythmes de distribution ?
- 2 b. Quantités distribuées (aux adultes, aux jeunes, aux reproducteurs) ?
- 2 c. Supplémentation en vitamines et minéraux (en particulier vitamine E et Sélénium) ?
- 2 d. Avez-vous rencontré des pathologies d'origine alimentaire ?

Question 3. PATHOLOGIE

- 3 a. Avez-vous eu des mortalités ? Quelles en sont les causes ?
- 3 b. Quelles sont les pathologies majeures rencontrées chez les Rhinos blancs ?
- 3 c. Quelles sont les pathologies plus particulièrement liées à la reproduction (avortement, mortinatalité, problèmes d'origine génétique) ?
- 3 d. Quel est votre programme de prophylaxie ?
- 3 e. Quels sont les parasites qui affectent vos Rhinos ?

Question 4. GROUPE SOCIAL

- 4 a. Décrivez la composition de votre groupe originel et celle du groupe actuel (nombre de mâles et de femelles, répartition des âges, ...)
- 4 b. Quelle est la nature des contacts entre mâles et femelles (toujours ensemble, séparés pour la nuit, ...)

Question 5. COMPORTEMENT AMOUREUX

Cette question comporte 3 options selon que vous possédez :

- un seul couple ou un groupe unisexe : **OPTION 1**
- un seul individu d'un sexe et plusieurs du sexe opposé : **OPTION 2**
- plusieurs individus de chaque sexe : **OPTION 3**

OPTION 1

- 5 a. Les animaux forment-ils un couple en permanence ou seulement pendant l'oestrus ?
- 5 b. Est-ce le mâle qui invite la femelle ou l'inverse ?
- 5 c. Décrivez la parade nuptiale
- 5 d. Quels sont le nombre, la fréquence et la durée des accouplements ?

OPTION 2

- 5 a. Les animaux forment-ils un couple en permanence ou seulement pendant l'oestrus ? Est-ce toujours le même couple ?
- 5 b. Est-ce le mâle qui invite la femelle ou l'inverse ?
- 5 c. Y a-t-il des rivalités entre les individus du même sexe ?
- 5 d. Décrivez la parade nuptiale
- 5 e. Quels sont le nombre, la fréquence et la durée des accouplements ?

OPTION 3

- 5 a. Les couples formés sont-ils durables ou temporaires ?
- 5 b. Les Rhinos sont-ils monogames, polygames, polyandres ?
- 5 c. Est-ce le mâle qui choisit la femelle ou l'inverse ?
- 5 d. Y a-t-il des rivalités entre les individus de même sexe, de sexes opposés ?
- 5 e. Décrivez la parade nuptiale
- 5 f. Quels sont le nombre, la fréquence et la durée des accouplements ?

Question 6. INTERVENTIONS HUMAINES

- 6 a. À quel moment l'homme intervient-il auprès des Rhinos ? Pour quelles raisons ? De quelle manière ?
- 6 b. Quelles sont les périodes que vous surveillez plus particulièrement ? Vous arrive-t-il d'assister vos Rhinos (au moment de la mise-bas par exemple) ?
- 6 c. Avez-vous effectué des bilans de fertilité et des suivis de reproduction ? Réalisez-vous des dosages hormonaux ? Si oui, que vous ont apporté ces travaux et quels en sont les résultats ?
- 6 d. Vous est-il arrivé d'apporter dans l'enclos de l'urine provenant de Rhinos étrangers au groupe ? Avec quels résultats ?

Question 7. SYNTHÈSE

Quelle a été, dans votre zoo, l'évolution de la reproduction des Rhinos blancs en fonction des modifications apportées dans le temps ?

ANNEXE 2

LISTE DES ZOOS CONTACTES

NOM	VILLE	RE PONSE	RIIHO S	RE PRO
Bleemfontein zoo	BL OEFONT E IN	1	oui	oui
Johannesburg zoological gardens	JOHANNI SBURG	1	oui	non
National zoological gardens	PRETORIA	1	oui	non
King kahd wildlife research center	RIY ADH	1	oui	oui
Alexandria zoological garden	ALEXANDRIE	0		
Giza zoological gardens	GIZA	0		
Al Ain zoo and aquarium	AL AIN	0		
Parc zoologique national de Rabat	TEMARA	1	oui	non
Parc zoologique de la ville de Tunis	TUNIS	1	oui	non
Calgary zoo	CALGARY	0		
African lion safari and game farm	CAMBRIDGE	1	oui	non
Valley zoo	EDMONI ON	1	non	non
Societe zoologique de Granby inc	GRANBY	1	oui	non
Stanley park zoological gardens	VAN COU VER	0		
Metro Toronto zoo	WEST HIL L	1	oui	oui
Rio Grande zoological park	MI BUQUE ROUE	0		
North California zoological park	ASHEBORO	0		
Greater Baton Rouge zoo	BAKER	1	oui	non
Baltimore zoo	BALTIMORE	0		
Birmingham zoo	BIRMINGHAM	0		
Gladys porter zoo	BROWNSVIL LE	0		
Catskill game farm inc	CATSKILL	0		
Cleveland metroparks zoological	CLEVELAND	0		
Kings Dominion preserve	DOSWEL L	0		
El Paso zoo	EL PASO	0		
San Diego wild animal park	ESCONDIDO	1	oui	oui
Fort worth zoological park	FORT WORTH	1		
Chaffee zoological gardens	FRESNO	0		
Wildlife world zoo	GI ENDALE	1		
Honolulu zoo	HONOLULU	1	oui	non
Houston zoological gardens	HOUSTON	0		
Jackson zoological park	JACKSON	1	oui	non
Jacksonville zoological park	JACKSONVIL LE	1	oui	oui
Wild animal habitat	KINGS ISL AND	0		
Knoxville zoological gardens	KNOXVILLE	1		

Los Angeles zoo	LOS ANGELES	0		
Louisville zoological gardens	LOUISVILLE	0		
Henry Vilas park zoo	MADISON	1	oui	non
Zoo de P. R. zoological gardens	MAYAGUEZ	0		
Memphis zoo and aquarium	MEMPHIS	0		
Miami metro zoo	MIAMI	0		
Louisiana purchase zoo	MONROE	0		
Audubon park	NEW ORLEANS	0		
New York zoological park	NI W YORK	1	non	
Virginia zoological park	NORFOLK	0		
Henry Doerly zoological gardens	OMAHA	1	oui	non
Philadelphia zoological gardens	PHILADELPHIA	0		
Phoenix zoo	PHOENIX	0		
Pittsburgh aviary	PITTSBURGH	0		
Columbus zoological gardens	POWELL	0		
Hogle zoological gardens	SALT LAKE CITY	0		
San Antonio zoological gardens	SAN ANTONIO	0		
San Francisco zoological gardens	SAN FRANCISCO	0		
Bu-eh gardens zoological park	TAMPA	0		
Toledo zoological society	TOLEDO	0		
Arizona-sonora desert museum	TUCSON	1	oui	non
Tulsa zoological park	TULSA	0		
Dreher park zoological gardens	WEST PALM BEACH	0		
Wildlife safari	WINSTON	1	oui	non
White Oak plantation	YULEE	0		
Jardin zoologico	BL ENOS AIRE	1	non	non
Zoologico de La Plata	LA PLATA	0		
Jardin zoologico	BELO HORIZONTE	0		
Lundacao parque zoologico	SAO PAULO	1	oui	non
Parque zoologico Santa Fe SMP	MI DELLIN	0		
Havana zoological garden	HAVANA	0		
Zoologico Guadalajara	GUADALAJARA	0		
Alfonso L. Herrera zoological park	MEXICO	0		
Parque zoologico "Benito Juarez"	MORELIA	0		
Parque zoologico national	SANTO DOMINGO	0		
Parque Pereira De Rossel	MONTEVIDEO	0		
Parque zoologico "Antoni"	BARQUISIMETO	1	oui	non
parque zoologico Cancun	CARACAS	0		
Taipei zoo	TAIWAN	0		
Shanghai zoological gardens	SHANGAI	0		
Shenyang zoological gardens	SHI NYANG	0		
Taiyuan zoological gardens	TAIYUAN	0		
Sn Chamaraendra zoological G	MY SORE	1	oui	non

Himeji city aquarium	HIMEJI CITY	0		
Hirakawa zoological park	KAGOSHIMA	0		
Kobe oji zoo	KOBE	0		
Kumamoto zoological gardens	KI MAMOTO	0		
Phoenix zoo	MIYASAKI	0		
Okinawa expo memorial park	OKINAWA	0		
Yagiyama zoological park	SINDAI	0		
Shimonoseki municipal aquarium	SHIMONOSEKI	0		
Izu natural history park	SHIZUOKA	0		
Toba aquarium	TOBA	0		
Ueno zoological gardens	TOKYO	0		
Adventure world	OSAKA	1	oui	oui
Yangon zoological gardens	YANGON	0		
Singapore zoological gardens	SINGAPORE	0		
Dusit zoo	BANGKOK	1	oui	non
Safari world	BANGKOK	0		
Western plains zoo	DUBBO	1	oui	oui
Werribee zoological park	WERRIBEE	0		
Ragunan zoo	JAKARTA	0		
Kebun binatang surabaya	SURABAYA	0		
Auckland zoological park	AUCKLAND	1	non	non
Orana park wildlife trust	CHRISTCHURCH	0		
Wellington zoological gardens	WELLINGTON	1	non	non
Zoologischer garten Augsburg	AUGSBURG	0		
Tierpark Berlin-Friedrichsfelde	BERLIN	1	Article	non
Zoologischer garten Berlin	BERLIN	0		
Tierpark dortmund	DORTMUND	1	non	non
Zoo Duisburg A G	DUISBURG	1	oui	non
Thüringer zoopark Erfurt	ERFURT	0		
Krefelder zoo	FREI ELDE	0		
Zoologischer garten Halle	HALLE	0		
Zoologischer garten Hannover	HANNOVER	1	non	non
Tiergarten Heidelberg Gem	HEIDELBERG	0		
Serengeti safari park	HODENHAGEN	0		
Zoologischer garten	KÖLN	1	non	non
Zoologischer garten Leipzig	LEIPZIG	1	non	non
Münchener tierpark Hellabrunn	MÜNCHEN	0		
Westfälischer Zoologischer garten	MÜNSTER	0		
Tiergarten der stadt Nürnberg	NÜRNBERG	1	non	
Zoo Osnabrück	OSNABRÜCK	1	oui	non
Zoologischer garten Schwerin	SCHWIERING	0		
Salzburger Tiergarten Hellbrunn	SALZBURG	1	Invit	
Royal zoological society	ANTWERP	1	oui	oui

Amberg Zoo	GENK	0		
Zoological gardens	SOFIA	0		
Aalborg zoologiske have	AALBORG	1	oui	non
Copenhagen zoo	COPENHAGEN	1	Contact	?
Givskud zoo	GIVI	1	oui	non
Parc zoologic de Barcelona	BRACELONI	0		
Zoo de la casa del campo	MADRID	0		
Auto Safari Reserva Africana	MALLOCA	0		
Europaparc	LYON	1	oui	non
Parc zoologique de Paris	PARIS	1	oui	oui
African safari	PLAISANCE	1	oui	non
Zoo de la Palmyre	ROYAN	1	oui	non
Reserve africaine de Sigean	SIGEAN	1	oui	non
Parc zoologique de Thoiry	THOIRY	0		
West midland safari	BEWLEY	1	oui	?
Municipal zoological gardens	BLACKPOOL	0		
Costwold wildlife park	BURFORD	0		
Colchester zoo	COLCHESTER	0		
Royal zoological society	EDINBURG	1	oui	oui
Glasgow zoo	GLASGOW	0		
Whipsnade park	LONDON	1	oui	oui
Paignton zoological gardens	PAIGNTON	0		
Knowsley safari park	PRESCOT	0		
Lions of longleat Ltd	WARMINGSTON	0		
Windsor safari park	WINDSOR	0		
Woburn wild animal kingdom	WOBURN	1	oui	oui
Foxvaros allat-es novenykertje	BUDAPEST	0		
Lota wildlife park	DUHAI	1	oui	non
Zoo-safari di Fasano SpA	FASANO	0		
Citta di pistoia	PISTOIA	0		
Giardino zoologico	ROMA	1	non	
Kaunas zoo	KAUNAS	0		
Burgens zoo and safari	ARNHEM	1	oui	oui
Norder dierenpark/zoo	EMMEN	1	oui	non
Safari Beekse Bergen	HILVARENBEEK	1	oui	oui
Slaski Ogród Zoologiczny	KATOWICE	0		
Miejski Ogród Zoologiczny Łódź	ŁÓDŹ	0		
Miejski Ogród Zoologiczny	WROCLAW	0		
Jardim zoologico e de aclimacao	LISBONNE	0		
Kaliningrad zoo	KALININGRAD	0		
Moscow zoo	MOSCOU	1	non	
Rostov-on-don zoo	ROSTOV	1	oui	non
Boras djurpark	BORAS	1	oui	non

Kolmardens djurpark	KOLMARDENS	0		
Knie's kinder zoo	RAPPERSWILL	0		
Zoologischer garten Zurich	ZURICH	1	non	non
Zoologická zahrada Dvůr Králové	DVŮR KRÁLOVÉ	0	oui	oui
Zoologická zahrada liberec	LIBEREC	1	oui	non
Zoologická Zahrada Ostrava	OSTRAVA	0		
Zoologická Zahrada Praha	PRAGUE	0		
Zoologická Zahrada Zlín Lesná	STIPA	1	oui	non
Zoologická Zahrada U N. Labem	USTI NAD LABEM	0		
Kiev zoo	KIEV	0		
Doha zoological gardens	DOHA	0		
Zoological center Ramat Gan	TEL AVIV	1	oui	oui
Tripoli zoo	TRIPOLI	1	oui	non
Zoological gardens Lahore	LAHORE	0		
Fossil Rim Wildlife Center	GLEN ROSE	1	oui	oui
International Animal Exchange	FERNDALE	0		
Texas Safari Inc. Wildlife Park	CLIFTON	0		
Gunma Safari World	GUNMA	1	oui	oui
Onuma Subaru Park	HOKKAIDO	0		
Fukuoka Municipal Zoo	FUKUOKA	1	oui	non
Kyushu African Lion Safari	OITA			
Fuji Safari Park	SUNONO CITY	0		
Akiyoshida Wild Animal Park	YAMAGUCHI	0		
Peking zoological gardens	PEKING	0		
Kaoshiung zoological garden	KAOSHUNG	0		
Leefoo Village Safari	TAIPEI	0		
Taman Safari Indonesia	BOGOR	0		
Pyongyang zoological park	PYONYANG	0		
Tipperary Sanctuary	WINNELLIE	1	oui	non
African safari	PUERTO RICO	1	oui	oui
Sebaka Game Ranch-Sherandoah	PRETORIA	0		
Parque safari Carabobo	CARABOBO	0		
Marwell Zoological Park	WINCHESTER	0		
Safari Park and Baby Zoo	SERRANOVIA	0		
Fundação Jardim Zoológico	RIO DE JANEIRO	1	non	
TOTAL		TOTAL		
199		71	14 non	18 oui

ANNEXE 3 REPONSES AU QUESTIONNAIRE QUESTION PAR QUESTION

QUESTION 1 : HABITAT

TAILLE DU BATIMENT

ZOO	taille Maison	taille groupe	nb naissance
REPRO			
BLOEMFONTEIN	48 m	1,1	1
TORONTO	4x (6x5m ²) et 2x (8x6m ²)	2,2	4
SAN DIEGO		2,1	79
JACKSONVILLE	2 x 46m ²	2,4	10
OSAKA		5,1	10
DUBBO		1,2 et 1,4	6
ANVERS	5x5m	1,1	1
PARIS	5x5m ² et 6x5m ²		1
EDIMBOURG	4x5m ² et 4,5x3m ²	1,1	8
WHIPSNADE	6x(4x3,8m ²) et 2(1x9m ² et 1,2,5x7m ²)	2,12	15
WOBURN	5x(5x5m ²)	2,2	1
ARNHEM	7x 14 m ²	1,7	5
HILVARENBEEK	4x(4x4m ²) et 2x(3x3m ²)	2,7	14
DVUR KRALOV	20x (6x6m ²)	2,4	1
RAMATGAN		8,6	19
GLEN ROSE		3,3	2
GUNMA	6x(4x4,5m ²) et 5x4,5m ²	2,5	6
PUEBLA		3,2	5

ZOO	taille Maison	taille groupe	nb naissance
REPRO			
JOHANNESBOURG	2x 5,5m de diametre	1,1	
RABAT		1,1	
TUNIS	2x 20m ²	2,2	
CAMBRIDGE	male 6x6m ² , 2 femelles 5x12m ²	2,2	
BATON ROUGE	6x15m ² 6x9m	1,2	
JACKSON	3x (4,5x4,5m ²)	1,1	
MADISON		1,1	
HENRY DOORLY	2x (3,6x4,5m ²)	1,1	
TUCSON		1,1	
WINSTON		2,1	
MYSONE		1,1	
OSNABRUCK	2x 18m ²	1,1	
AALBORG		1,3	
GLISKUD	2x12m ² et 2x (5x5m ²)	2,1	
TOUHOUPARC	5x4m ² 5x5m	1,1	
LA PALMYRE	3x (5x6m ²)	2,1	
SIGLAN	2x (5x5m ²), 10x5m ² , 13x8m ²	2,2	
DUBLIN	3x (4,5x5m ²)	1,1	
JAMAILIN	2x (3,5x4,5m ²) et 3,5x6m ²	1,2	
ROSTOU		1,1	
BORAS		1,1	
LIBEREC		1,1	
STIPA	2x (4x5m ²)	1,1	
TRIFOIT		1,1	
FUKUOKA	7x6,25m ²	1,1	

TAILLE DE L'ENCLOS

Les enclos sont séparés en 2 catégories avec pour limite la taille de 1 hectare
taille recommandée par Goldenboth [14] pour un groupe en situation de reproduction

ZOO	ENCLOS > 1 ha	ENCLOS < 1 ha	nombre de naissances
REPRO +			
BI OEFONTLEIN		700 m	1
TORONTO	1 ha		4
SAN DIEGO WAP	36 ha		79
JACKSONVILLE	36 ha		10
OSAKA			
DUBBO	1 ha		6
ANVERS		800 m	1
PARIS		1000 m	1
EDIMBOURG		2350 m	8
WHIPSNAD	9 ha		25
WOBURN	15 ha		1
ARNHEM		5500 m	5
HILVARENBEEK	5 ha		14
DVUR KRAJOVE		1100 m et 1200 m	3
RAMAT-GAN			
GLEN ROSE	4 ha		2
GUNMA	4 ha		6
PUEBLA	2,73 ha		5
TOTAL	10	6	16

ZOO	ENCLOS > 1 ha	ENCLOS < 1 ha	nombre de naissances
REPRO -			
JOHANNESBOURG		5000 m	
RABAT		1200 m	
TUNIS		100 m	
CAMBRIDGE	20 ha		
BATON ROUGE		2044 m	
JACKSON		162 m	
MADISON			
HENRY DOORLY	4 ha		
TUCSON		7000 m	
WINSTON	15 et 35 ha		
SAO PAULO		648 m	
AD SORI		1000 m	
DUTSBURG		8000 m	
OSNABRUCK			
AALBORG		950 m	
GIWISKUD			
TOUROPARC		600 m	
LA PALMYRE		4000 m	
SIGEAN	5 16 ha		
DUBIN		600 m	
ROSTOV			
EVIAN	1 25 ha		
LIBREC			
BORIS	2 ha		
STIPA		163 m	
TRIPOLI			
FUKUOKA			
TOTAL	6	16	22

ZOO	FORME ET COMPOSITION DE L'ENCLOS
REPRO +	
BLOEMFONTEIN	Herbe, mare de boue, légère pente, rochers et troncs d'arbres, buissons
TORONTO	3 arbres protégés, mare de boue, saoules et troncs, rochers, fossé
SAN DIEGO WAP	8 ha d'herbe, arbres, petit lac, ruisseau saisonnier, rochers
JACKSONVILLE	1 île entourée d'un fossé et 2 abris, arbres caduques et pérennes
OSAKA	Rectangulaire avec un fossé, mare, fossé, point d'eau, arbres, falaise,
DUBBO	herbe naturelle, pins, eucalyptus, mare de boue
ANVERS	mares, rochers, troncs d'arbres, pneus, fortes pentes
PARIS	mare, rochers, un peu de végétation
EDIMBOURG	arbres, mare de boue, roues de tracteurs et cordes, sol boueux
WHIPSNAD	Enclos en L, herbe, mare de boue, coupe vent, arbres matures, haies
WOBURN	Herbe, 5 mares de boue, arbres protégés, troncs, pente, talus de sable
ARNHEM	salon-parc long et incurvé, mares, herbe, arbres et buissons autour
HILVARENBEEK	Herbe, quelques arbres
DVUR KRALOVE	sol 1/3 en béton, 2/3 en herbe
RAMAT-GAN	Animaux à l'extérieur en permanence
GLEN ROSE	Arbres, collines ondulées, sable, boue et mare de boue, herbe
GUNMA	enclos ovale traversé par 2 routes, arbres, mares, herbe
PUEBLA	relief abri, arbres, 2 lacs, herbe
REPRO	
JOHANNESBOURG	Sol en terre, 1 Acacia, plusieurs points de grattage, une mare de boue
RABAT	Entouré de végétation, rochers, une mare de boue, un bassin
TUNIS	Dénivellation plus ou moins importante, abri de 20 m ² , arbustes autour
CAMBRIDGE	Drive-in, herbe, abris, montagnes, lac, marais, mares de boue
BATON ROUGE	mare de boue, fossé sec, gros chêne, pas de pente, arbres autour
JACKSON	ovale, air humide, mare de boue, pas d'arbres
MADISON	du relief mais pas de végétation
HENRY DOORLY	Herbe, mare de boue, bosses ou creux de 1m environ, rochers, arbres
TUCSON	Chute d'eau, mare de boue, arbres autour
WINSTON	Herbe, arbres, 2 mares avec ruisseaux
SAO PAULO	Ovale, abri circulaire, végétation visible mais inaccessible
MYSOORE	Relief varié, végétation
DUISBURG	Relief rappelant la plaine africaine mais pas de végétation
OSNABRUCK	faible pente, sable, galets, grande marche, rochers, arbres, troncs
AALBORG	petites mares, paysage, lac, sableux, grosses pierres, troncs, arbres
GIVSKUD	En forme de L, herbe, mares, rochers, arbustes, arbres autour
TOUROPARC	Petite mare naturelle, peu de relief
LA PALMYRE	Mare peu profonde, légère pente sablonneuse, 5 ou 6 arbres protégés
SIGEAN	Terrain plat, herbe, route, étang avec une île, fourrés
DUBLIN	Sol sableux, pas de végétation
EMMEN	Herbe, sable, mares, rochers
ROSTOV	sable, pas d'herbe, arbres, mare de boue, abri
BORAS	Herbe, grande mare, 2 buttes avec une partie rocaillieuse
LIBEREC	arbres avec troncs protégés par une palissade pour éviter le grattage
STIPA	Sable, fossé plein d'eau avec un accès en pente
TRIPOLI	Gros arbres, grande mare, relief varié sans végétation, ombre
FUKUOKA	

ZOO	CLIMAT (T = température)
REPRO +	
BLOEMFONTEIN	530 mm pluie/an, -5° < T < 35° C, ensoleillé surtout en hiver, ombre
TORONTO	Animaux à l'intérieur dès que T < 5° C
SAN DIEGO WAP	Pluie = 250 mm/an, 1° < T < 40° C (moyenne = 10 à 25°)
JACKSONVILLE	
OSAKA	Pluies en juin-juillet, 5° < T < 36° C, vent en janvier, février, ombre
DUBBO	4° < T < 47° C, enclos et cours en partie ombragés
ANVERS	Chauffage en hiver à 18° C
PARIS	
EDIMBOURG	Beaucoup de pluie, vent, ombre importante car très chaud l'été
WHIPSNAD	rarement < 4° C mais intérieur non chauffé
WOBURN	20° C < T < 30° C
ARNHEM	Pluie = 750 mm/an, -15° < T < 35° C, modéré, toujours ombre et soleil
HILVARENBEEK	Pluie, vent, -12° < T < 30° C, dehors toute l'année sauf si neige
DVUR KRALOVE	depuis 1990, chauffage par le sol avec ventilation = 18° C
RAMAT-GAN	Pluie = 400 mm/an, 0° < T < 35° C, soleil
GLEN ROSE	Pluie = 80 mm/an (mars-avril mai), -15° < T < 35° C, chauffage si < 8° C
GUNMA	Pluie = 1130 mm/an, 10° < T < 39° C, soleil = 1980 h/an
PUEBLA	Pluie = 85 mm/an de juillet à sept., T moy. 15° C, Humidité 67-9%
REPRO	
JOHANNESBOURG	Pluie = 670 mm/an, -4° < T < 37° C, 15% de l'enclos est à l'ombre
RABAT	Pluie = 600 mm/an, 12° < T < 26° C, Très humide, ombre près du bassin
TUNIS	Climat méditerranéen tempéré, 4 à 10° C en hiver, 33 à 42° C en été
CAMBRIDGE	Ombre sous les abris, -5° < T < 35° C
BATON ROUGE	Pluie = 1270 mm/an, hiver doux, été chaud, ombre des arbres
JACKSON	Pluies janvier-mars, Chaud 7 mois/an (30° C), hiver modéré
MADISON	à l'intérieur de novembre à mars
HENRY DOORLY	Pluie mai-septembre, 8° < T < 38° C, temps ensoleillé, ombre des arbres
TUCSON	Pluies faibles, été chaud (> 40° C), hiver < 0° C
WINSTON	0° < T < 35° C, chauffage en hiver
SAO PAULO	T rarement < 10° C, soleil ou ombre au choix
MYSOORE	
DUISBURG	Soleil et ombre
OSNABRUCK	Climat continental, beaucoup de pluie, -10° < T < 30° C, 20% d'ombre
AALBORG	Climat humide tempéré, -4° < T < 22° C
GIVSKUD	Pluie = 500 mm/an, -10° < T < 35° C, 75% de soleil par an, dedans si froid
TOUROPARC	-10° < T < 30° C
LA PALMYRE	Océanique tempéré, -5° < T < 32° C
SIGEAN	Climat méditerranéen, pluie = 400 mm/an, -15° < T < 35° C
DUBLIN	0° < T < 25° C
EMMEN	Temps très variable, -10° < T < 30° C
ROSTOV	Ombre et soleil, 20° < T < 32° C
BORAS	Continental, chaud le jour en été, froid en hiver
LIBEREC	Quelques jours de soleil par an, hiver -20 à -7° C, été 24 à 33° C
STIPA	
TRIPOLI	
FUKUOKA	

ZOO	VOISINS
REPRO +	
BLOEMFONTEIN	Seuls autour Lions Hippos Eléphants Elans Buffalo Gemsboks
TORONTO	Koudous Zèbres Autruches
SAN DIEGO WAP	8 autres espèces sud-africaines
JACKSONVILLE	Oryx Sitatungas Grous Koudous Gazelles Autruches Oies
OSAKA	Antilopes Grues dans le même enclos Carnivores et Ongulés à tête
DUBBO	Zèbres et à côté Elans Hippos Eléphants Guépards Girafes Kangourous
ANVERS	Oryx Autruches Girafes Perroquets
PARIS	
EDIMBOURG	Pas d'autre espèce en contact direct. Castors à vue
WHIPPSNADE	Grous à queue noire Autruches Zèbres communs
WOBURN	Elans Zèbres Grues Eléphants à côté Hippos Tigres Singes Girafes
ARNHEM	Grands Koudous Kobes à vue Zèbres Girafes Blesboks Grous
HILVARENBEEK	
DVUR KRALOVE	
RAMAT-GAN	Eléphants Girafes Carnivores à vue
GLEN ROSE	100 autres animaux dans le parc, surtout des herbivores type Antilope
GUNMA	autres espèces dans le parc
PUEBLA	Antilopes Zèbres de Grant
REPRO :	
JOHANNESBOURG	Ecuries dans l'enclos, Eléphants Hippos à vue Lions Phacochères
RABAT	Hippos de l'autre côté du mur de végétation
TUNIS	Eléphants à vue seulement
CAMBRIDGE	Elans Moutons Zèbres Girafes Autruches à vue Lions Tigres
BATON ROUGE	Seuls mais peuvent voir Girafes Impalas Oryx
JACKSON	
MADISON	Eléphants
HENRY DOORLY	
TUCSON	3 Agoutis
WINSTON	Daims, autres espèces africaines
SÃO PAULO	Rhinos indiens Jaguars
MYSORE	aucun
DUISBURG	Zèbres Blesboks
OSNABRUCK	peuvent voir des Antilopes africaines
AALBORG	Contacts visuels et olfactifs avec Tapirs Hippos primates
GIVSKUD	Oryx Emeus et peuvent sentir Lions Oiseaux Chimpanzés Loups
TOUROPARC	Zèbres Ibis
LA PALMYRE	Zèbres de Grévy
SIGEAN	Blesboks Sitatungas Marabouts Pélicans Ibis sacrés Hérons Canards
DUBLIN	À côté Emeus Lamas Chèvres
EMMEN	Grues couronnées Impalas Springboks Girafes Kobes Grous Autruches
ROSTOV	Peuvent voir et sentir les Tapirs
BORAS	Nombreuses espèces africaines
LIBEREC	Peuvent voir des Girafes
STIPA	Enclos adjacent Chevaux Gibbons à mains blanches
TRIPOLI	
FUKUOKA	

QUESTION 2 ALIMENTATION

ZOO	FOURRAGE SEC
REPRO +	
BLOEMFONTEIN	
TORONTO	Foin à volonté
SAN DIEGO WAP	Foin d'avoine et de luzerne (23-27 kg/l)
JACKSONVILLE	Foin varié selon la saison en plusieurs points dans l'enclos
OSAKA	
DUBBO	2 balles de foin de prairie pour les trois animaux
ANVERS	1/2 balle de foin, 1/2 balle de luzerne
PARIS	1 boîte de foin pour le jeune, 1 boîte et demi pour les adultes
EDIMBOURG	Foin matin et soir
WHIPPSNADE	Foin en hiver
WOBURN	1/2 balle de foin
ARNHEM	15 kg de foin par animal distribué au centre de l'enclos
HILVARENBEEK	Foin à volonté
DVUR KRALOVE	Foin la nuit
RAMAT-GAN	15 kg de foin
GLEN ROSE	20 kg de foin
GUNMA	Foin en libre-service le jour, 10 kg le soir
PUEBLA	12-5 kg de luzerne matin et soir
REPRO :	
JOHANNESBOURG	12 kg de luzerne
RABAT	7 kg foin de luzerne et 13 kg foin d'avoine
TUNIS	15 kg de foin
CAMBRIDGE	foin de luzerne mélangé à volonté
BATON ROUGE	foin de prairie et foin de luzerne à volonté
JACKSON	1/2 boîte de foin de prairie
MADISON	mélange de foin
HENRY DOORLY	
TUCSON	36 kg de foin des Bermudes, 2-5 kg de foin de luzerne
WINSTON	foin d'herbe en hiver
SÃO PAULO	1-2 kg de luzerne
MYSORE	
DUISBURG	2 balles de foin
OSNABRUCK	foin à volonté quand il n'y a pas d'herbe
AALBORG	foin
GIVSKUD	6 à 8 kg de foin
TOUROPARC	foin à volonté
LA PALMYRE	foin de prairie à volonté le jour, 12 kg de foin de luzerne le soir
SIGEAN	1/2 balle de foin le soir
DUBLIN	foin
EMMEN	foin de prairie 5 kg en hiver, 2-3 kg en été
ROSTOV	20 kg de foin au printemps et en été
BORAS	foin
LIBEREC	10 kg de foin
STIPA	
TRIPOLI	5 kg de foin
FUKUOKA	

ZOO	FOURRAGE FRAIS
REPRO *	
BLOEMFONTEIN	pâtûre
TORONTO	1 kg carottes
SAN DIEGO WAP	herbe à volonté
JACKSONVILLE	à volonté
OSAKA	10 kg herbe
DUBBO	herbe
ANVERS	herbe été betterave hiver
PARIS	luzerne été
EDIMBOURG	pommes bananes choux
WHIPSDADE	été herbe grasse hiver herbe coupée
WOBURN	10 kg carottes 2 kg betterave
ARNHEM	10 kg éle
HILVARENBEEK	pacage l'été
DVUR KRALOVE	pacage l'été 3-4 kg carottes hiver
RAMAT-GAN	26 kg de fourrage frais
GLEN ROSE	5 kg luzerne oranges et pommes occasionnellement
GUNMA	pâtûre
PUEBLA	pâtûre
REPRO *	
JOHANNESBOURG	
RABAT	3 kg carottes
TUNIS	5 kg carottes
CAMBRIDGE	Herbe
BATON ROUGE	
JACKSON	occasionnellement
MADISON	
HENRY DOORLY	
TUCSON	
WINSTON	Herbe + 4 carottes 4 pommes 4 bananes 1 orange
SAO PAULO	2 kg herbe 6 kg papaye 1,2 kg banane 9 kg citrouille
MYSORE	Pâtûre
DUISBURG	carottes occasionnellement
OSNABRUCK	herbe à volonté + légumes fruits
AALBORG	légumes
GIVSKUD	herbe à volonté + 1 seau de pommes
TOUROPARC	
LA PALMYRE	
SIGEAN	Pommes et carottes + pâtûre
DUBLIN	Chou Carottes Patates
EMMEN	50 kg herbe en été
ROSTOV	80 kg herbe en été + 7 carottes 15 betteraves
BORAS	Herbe
LIBEREC	20 kg herbe + 12 kg légumes
STIPA	
TRIPOLI	10 kg herbe + 2 kg potiron 5 kg patates
FUKUOKA	25 kg herbe ou feuilles + 3 kg pommes

ZOO	CONCENTRES
REPRO *	
BLOEMFONTEIN	30 kg Horse cubes
TORONTO	8-3 kg Monogastric
SAN DIEGO	granulés luzerne 10-15 kg
JACKSONVILLE	
OSAKA	7 kg granulés + 0-4 kg grain
DUBBO	
ANVERS	5 kg Rind pellets 2-5 kg horse pellets
PARIS	Mazun SDS
EDIMBOURG	5-5 kg Horse Pony Grass Nuts 1-5 kg
WHIPSDADE	Rhino SDS Diet en hiver
WOBURN	6 kg Horse cube 2 kg maïs
ARNHEM	10-20 kg de granulés pauvre en protéines
HILVARENBEEK	4 kg Horse pellets
DVUR KRALOVE	2-5 kg Zooc
RAMAT-GAN	9 kg granulés
GLEN ROSE	16 kg Mazun 16 % Prot Low Fiber Herb
GUNMA	10 kg granulés
PUEBLA	2 kg Omolin 2 kg Abahor
REPRO *	
JOHANNESBOURG	3-5 kg maïs 3-5 kg granulés Elephants
RABAT	4 kg orge grain 4 kg granulés 15 % protéines
TUNIS	4 kg
CAMBRIDGE	15 kg Monogastric (31 UI vitE 0-362 mg Se)
BATON ROUGE	18 kg grains + Purina Horse Chow 200
JACKSON	Mazun ADF25 Regional
MADISON	Granulés Pachyderm
HENRY DOORLY	22 kg Purina Omalene 100
TUCSON	4-5 kg grains
WINSTON	22 kg compé Elephant 33 kg grains
SAO PAULO	2 kg grains 3-2 kg farine composée
MYSORE	
DUISBURG	
OSNABRUCK	10-15 kg de granulés BV et d'avoine 10 kg de pain ensilage maïs
AALBORG	concentrés
GIVSKUD	2 kg orge + 3 kg concentrés
TOUROPARC	2 kg Rhino SDS 3-5 kg Allure 500 (equid diet)
LA PALMYRE	
SIGEAN	12 l son 12 l avoine 3-4 l granulés BV 1-7 l farine de maïs
DUBLIN	4-6 kg concentrés
EMMEN	5 kg granulés chevaux en hiver 1 en été
ROSTOV	2 kg avoine 2 kg son 1 kg grains 200g levure
BORAS	Granulé Mazun + granulé Local Riche en SE et vitamines
LIBEREC	7 kg amandes
STIPA	
TRIPOLI	10 kg granulés 2 kg chou
FUKUOKA	5 kg granulés

ZOO	VITAMINES
REPRO -	
BLOEMFONTEIN	150ml huile de tournesol le matin
TORONTO	vit E = 19 13 µg/g de granulés
SAN DIEGO	oui
JACKSONVILLE	
OSAKA	0 02 kg de vitamines A D3 E
DUBBO	
ANVERS	1/2 seau huile ricin bouilli 1 fois par semaine
PARIS	EI-E-Vit pendant la gestation
EDIMBOURG	0 456 kg Vit E Pellets + EI-E vit
WHIPPSNADE	
WOBURN	1/2 cuillère d'huile de foie morue
ARNHEM	
HILVARENBEEK	Vit E en hiver
DVUR KRALOVE	
RAMAT GAN	
GLEN ROSE	
GUNMA	
PUEBLA	
REPRO -	
JOHANNESBOURG	
RABAT	
TUNIS	1500 UI vitE/j pendant 15 jours, 1 mois sur 2
CAMBRIDGE	
BATON ROUGE	Purina dairy mineral supplements
JACKSON	Sel à volonté
MADISON	
HENRY DOORLY	
TUCSON	15 ml vit E PO
WINSTON	
SAO PAULO	60g vitamines (35mg/kg vitE)
MYSORE	B Complex Powder (vit + min)
DUISBURG	porridge avec vitamines occasionnellement
OSNABRUCK	ADE Complément Bovin
AALBORG	Racing mineral (4500mg/kg vit E 500ui/kg vit A)
GIVSKUD	100g R-d Pellets (30000 UI/kg vit E)
TOUROPARC	Vitapaula EI-E Vit 20 jours par an
LA PALMYRE	
SIGEAN	EI-E-Vit E 200mg/j + Rhino-Supp 200ml/j en hiver et au printemps
DUBLIN	SDS Vit E + Huile foie morue
EMMEN	
ROSTOV	
BORAS	granulé local
LIBEREC	Plastin
STIPA	Plastin et Roboran occasionnellement vit A D2 F
TRIPOLI	
FUKUOKA	Parfois vitamines ADE

ZOO	MINERAUX
REPRO -	
BLOEMFONTEIN	
TORONTO	Se 0 828ppm
SAN DIEGO	oui
JACKSONVILLE	
OSAKA	0 2 kg FeSO4 CuSO4 CO ZnSO4 Zn Ca
DUBBO	pierre à lécher
ANVERS	
PARIS	
EDIMBOURG	
WHIPPSNADE	
WOBURN	
ARNHEM	
HILVARENBEEK	Se en hiver
DVUR KRALOVE	
RAMAT GAN	pierre à lécher
GLEN ROSE	
GUNMA	300g Ca 200g sel
PUEBLA	pierre de sels
REPRO -	
JOHANNESBOURG	
RABAT	
TUNIS	
CAMBRIDGE	
BATON ROUGE	pierre de sels
JACKSON	
MADISON	
HENRY DOORLY	
TUCSON	
WINSTON	Pierre à lécher Se
SAO PAULO	5g poudre os + 10g minéraux (36mg/kg Se)
MYSORE	
DUISBURG	
OSNABRUCK	Vitakalk (Ca++)
AALBORG	
GIVSKUD	100g Magni mix (5µg/g Se) + 50g Ca
TOUROPARC	
LA PALMYRE	
SIGEAN	
DUBLIN	
EMMEN	
ROSTOV	100g craie 100g sel + OligoE en hiver
BORAS	
LIBEREC	
STIPA	
TRIPOLI	20g sel + blocs à lécher
FUKUOKA	sel et parfois Se

QUESTION 3 : PATHOLOGIES

COO	MORTALITES
REPRO	
BLOEMFONTEIN	
TORONTO	Glomérulonéphrite sur une femelle de 20 ans
SAN DIEGO WAP	Mort-né et 1 avortement sans cause apparente
JACKSONVILLE	Nouveau-né : Salmonellose
OSAKA	Crise cardiaque
DUBBO	Mort-né avorton dystocie septicémie trouble métabolique colique
ANVERS	Age, adénocarcinome de l'utérus
PARIS	Nouveau-né blessé par sa mère qui voulait le faire bouger
EDIMBOURG	Mort-né
WHIPSNADE	
WOBBURN	
ARNHEM	2 morts par pleurésie
HILVARENBEEK	Euthanasies (surplus), cancer, infection hépatique suite à un traumatisme
OVUR KRALOVE	2 traumatismes, une euthanasie à 39 ans
RAMAT-GAN	Jeunes tués par les adultes
GLEN ROSE	Insuffisance hépatique à 30 ans
GUNMA	Traumatisme, pneumonie
PUEBLA	Chute, fractures pendant la saillie, traumatisme, omphaloplièble
REPRO	
JOHANNESBOURG	Choc avec cystite, paraphimosis, sténose urétrale, bronchite chronique
RABAT	
TUNIS	Mort d'un mâle de 30 ans sans lésion apparente
CAMBRIDGE	
BATON ROUGE	
JACKSON	Insuffisance rénale, expulsion d'un fœtus presque à terme
MADISON	
HENRY DOORLY	Mort d'un mâle cause inconnue
TUCSON	
WINSTON	Pneumonie, anévrisme stomacal
SAO PAULO	Insuffisance cardiaque et respiratoire sur un vieil animal
MYSORE	
DUISBURG	
OSNABRUCK	
AALBORG	
GIVSKUD	
TOUROPARC	
LA PALMYRE	
SIGEAN	
DUBLIN	
EMMEN	
ROSTOV	
BORAS	
LIBEREC	Crise cardiaque sur malformation congénitale
STIPA	
TRIPOLI	Patte cassée dans la nuit
FUKUOKA	

ZOO	MALADIES et PATHOLOGIE DE LA REPRODUCTION
REPRO +	
BLOEMFONTEIN	
TORONTO	Blessures sur la peau
SAN DIEGO WAP	
JACKSONVILLE	Blessures sur les yeux, hernie diaphragmatique congénitale
OSAKA	Blessures sur la peau
DUBBO	Dystocie, néonatalité d'origine génétique???
ANVERS	Problèmes de peau, Pyrosporium
PARIS	
EDIMBOURG	
WHIPSNADE	Pieds et peau fragiles, infertilités fréquentes suite métrites post-partum
WOBURN	
ARNHEM	Pleurésies
HILVARENBEEK	
DVUR KRALOVE	Blessures cutanées et de la corne, pleurésies mucopurulentes, entérites
RAMAT-GAN	
GLEN ROSE	Diarrhées alimentaires par nourriture avare
GUNMA	
PUEBLA	Traumatismes par bagarres sur corne et peau, diarrhées aspéritiques
REPRO -	
JOHANNESBOURG	
RABAT	
TUNIS	Conjonctivite allergique chronique, infertilité sans chaleurs chez 2 femelles
CAMBRIDGE	Congestion respiratoire
BATON ROUGE	
JACKSON	
MADISON	
HENRY DOORLY	
TUCSON	
WINSTON	
SÃO PAULO	
MYSORE	
DUISBURG	
OSNABRUCK	Borénes refroidissements
AALBORG	
GIVSKUD	
TOUROPARC	Infection de la face
LA PALMYRE	
SIGÉAN	Lésions cutanées, fracture rostrale de la corne et fistule depuis 5 ans
DUBLIN	Blessures cutanées
EMMEN	Assèchement peau en hiver traité par de la crème mammaire
ROSTOV	Le mâle ne monte pas la femelle
BORAS	
LIBÉREC	Maladies de peau, conjonctivite, blessures corne, troubles de croissance
STIPA	Inflammations respiratoires parfois en hiver
TRIPOLI	
FUKUOKA	Coup de froid en hiver 1991

ZOO	PARASITISME et PROPHYLAXIE
REPRO -	
BLOEMFONTEIN	Ascaris
TORONTO	
SAN DIEGO WAP	Nematodes sur 2 Rhinos sauvages, vermifugation au Panacur 2 fois par an
JACKSONVILLE	
OSAKA	Nematodes
DUBBO	Strongles, douche et coproscopie tous les 6 mois
ANVERS	
PARIS	Vermifugation tous les 3 mois
EDIMBOURG	
WHIPSNADE	Vermifugation non nécessaire
WOBURN	Programme régulier de vermifugation tous les mois
ARNHEM	Vermifugation régulière
HILVARENBEEK	
DVUR KRALOVE	
RAMAT-GAN	
GLEN ROSE	Strongles, vermifugation 4 fois/an, Pyrethroides (parasites externes)
GUNMA	
PUEBLA	Strongles, Ascaris, Eimera, vermifuge 2 ou 3 fois/an selon coproscopie
REPRO -	
JOHANNESBOURG	Mouches, vermifugation tous les 4 mois (Fanthendazole)
RABAT	Vermifugation tous les 3 mois, désinsectation 2 fois par an
TUNIS	Vermifugation 2 fois par an, désinfection mensuelle, nettoyage quotidien
CAMBRIDGE	Rarement des Strongles
BATON ROUGE	Vaccination tous les ans, nettoyage et désinfection tous les jours
JACKSON	
MADISON	
HENRY DOORLY	
TUCSON	Strongles, vermifugation
WINSTON	
SÃO PAULO	Tres rarement Strongles
MYSORE	
DUISBURG	
OSNABRUCK	Contrôle parasitologique régulier, coccidiose il y a longtemps
AALBORG	
GIVSKUD	
TOUROPARC	2 traitements antiparasitaires par an
LA PALMYRE	Coproscopies régulières
SIGÉAN	Vermifuge tous les 6 mois en alternance Rintal 10% Panacur 10%
DUBLIN	
EMMEN	
ROSTOV	
BORAS	Vermifugations
LIBÉREC	
STIPA	Désinfection 2 fois par mois à la Chloramine, coproscopie 2 fois par an
TRIPOLI	
FUKUOKA	

QUESTION 4 : GROUPE SOCIAL

TAILLE DU GROUPE

1.1 : 1 mâle et 1 femelle

n.1 ou 1.n : 1 individu d'un sexe et plusieurs de l'autre

n.n : plusieurs mâles et plusieurs femelles

ZOO	1.1	n.1 ou 1.n	n.n	nombre de naissances
REPRO +				
BLOEMFONTEIN	1.1			1
TORONTO			2.2	4
SAN DIEGO			2.10	79
JACKSONVILLE			2.4	10
OSAKA			5.4	10
DUBBO		1.2 et 1.4		6
ANVERS	1.1			1
PARIS	1.1			1
EDIMBOURG	1.1			8
WHIPSNÄDE			2.12	35
WOUBURN			2.2	1
ARNHEM		1.7		5
HILVARENBEEK			2.7	14
DVUR KRALOVE			2.4	3
RAMAT-GAN			8.6	19
GLEN ROSE			3.3	2
GUNMA			2.5	6
PUEBLA			3.2	5

ZOO	1.1	n.1 ou 1.n	n.n	nombre de naissances
REPRO				
JOHANNESBOURG	1.1			
RABAT	1.1			
TUNIS			2.2	
CAMBRIDGE			2.2	
BATON ROUGE		1.2		
JACKSON	1.1			
MADISON	1.1			
HENRY DOORLY	1.1			
TUCSON	1.1			
WINSTON		2.1		
SÃO PAULO	1.1			
MYSORE				
DUISBURG	1.1			
OSNABRUCK				
AALBORG		1.3		
GIVSKUD		2.1		
TOUROPARC	1.1			
LA PALMYRE		2.1		
SIGÉAN			2.2	
DUBLIN	1.1			
EMMEN		1.2		
ROSTOV	1.1			
BORAS	1.1			
LIBEREC	1.1			
STIPA	1.1			
TRIPOLI	1.1			
FUKUOKA	1.1			

PERIODE DE CONTACT ENTRE LES ANIMAUX, LE PLUS SOUVENT A L'EXTERIEUR

24h/24 : en contact en permanence toute l'année

24h/24 été, séparés hiver : les animaux sont séparés la nuit dans les bâtiments en hiver

séparés la nuit : les animaux sont rentrés la nuit toute l'année dans des box différents.

ZOO	24h/24	24h/24 été, séparés hiver	séparés la nuit	nb de naissances
REPRO +				
BLOEMFONTEIN	X			1
TORONTO			X	4
SAN DIEGO	X			79
JACKSONVILLE		X		10
OSAKA			X	10
DUBBO	X			6
ANVERS		X		1
PARIS			X	1
EDIMBOURG			X	8
WHIPPSNADE		X		35
WOBURN			X	1
ARNHEM			X	5
HILVARENBEEK			X	14
DVUR KRALOVE		X		3
RAMAT-GAN	X			19
GLEN ROSE	X			2
GUNMA			X	6
PUEBLA	X			5

ZOO	24h/24	24h/24 été, séparés hiver	séparés la nuit	nb de naissances
REPRO -				
JOHANNESBOURG	X			
RABAT			X	
TUNIS			X	
CAMBRIDGE			X	
BATON ROUGE			X	
JACKSON			X	
MADISON	X			
HENRY DOORLY			X	
TUCSON		X		
WINSTON	X			
SAO PAULO			X	
MYSORE				
DUISBURG			X	
OSNABRUCK				
AALBORG			X	
GIVSKUD			X	
TOUROPARC			X	
LA PALMYRE			X	
SIGEAN			X	
DUBLIN			X	
EMMEN		X		
ROSTOV		X		
BORAS	X			
LIBEREC	X			
STIPA			X	
TRIPOLI			X	
FUKUOKA	X			

QUESTION 5 : COMPORTEMENT AMOUREUX

DUREE DE LA FORMATION EN COUPLE

ZOO	PERMANENT	PENDANT OESTRUS	nombre de naissances
REPRO +			
BLOEMFONTEIN		X	1
TORONTO		X	4
SAN DIEGO		X	79
JACKSONVILLE		X	10
OSAKA		X	10
DUBBO		X	6
ANVERS	X		1
PARIS			1
EDIMBOURG	X		8
WHIPSNAD		X	35
WOBBURN	X		1
ARNHEM		X	5
HILVAREBEEK		X	14
DVUR KRALOVE		X	3
RAMAT-GAN		X	19
GLEN ROSE		X	2
GUNMA		X	6
PUEBLA	X		5

ZOO	PERMANENT	PENDANT OESTRUS	nombre de naissances
REPRO			
JOHANNESBOURG	X		
RABAT	X		
TUNIS	X		
CAMBRIDGE		X	
BATON ROUGE		X	
JACKSON	X		
MADISON	X		
HENRY DOORLY	X		
TUCSON	X		
WINSTON	X		
SÃO PAULO	X		
MYSORE			
DUISBURG	X		
OSNABRUCK			
AALBORG		X	
GIVSKUD		X	
TOUROPARC	X		
LA PALMYRE	X		
SIGÉAN			
DUBLIN	X		
EMMEN		X	
ROSTOV	X		
BORAS	X		
LIBEREC			
STIPA	X		
TRIPOLI			
FUKUOKA	X		

RIVALITES ENTRE LES ANIMAUX

M/M rivalités entre mâles

M/F rivalités entre mâles et femelles

F/F rivalités entre femelles

ZOO	M/M	M/F	F/F
REPRO +			
BLOEMFONTEIN		X	X
TORONTO			
SAN DIEGO	X		
JACKSONVILLE			
OSAKA	X	X	X
DUBBO			
ANVERS			
PARIS			
EDIMBOURG			X
WHIPSNADE			
WOBURN	X		
ARNHEM			X
HILVARENBEEK	X	X	X
DVUR KRALOVE			
RAMAT GAN	X	X	X
GLEN ROSE	X	X	X
GUNMA	X	X	X
PUEBLA	X		

ZOO	M/M	M/F	F/F
REPRO			
JOHANNESBOURG			
RABAT			
TUNIS			
CAMBRIDGE		X	
BATON ROUGE		X	
JACKSON		X	
MADISON			
HENRY DOORLY			
TUCSON			
WINSTON		X	
SAO PAULO			
MYSORE			
DUISBURG			
OSNABRUCK		X	
AALBORG			
GIVSKUD		X	
TOUROPARC			
LA PALMYRE	X	X	
SIGEAN			
DUBLIN		X	
EMMEN		X	
ROSTOV			
BORAS			
LIBEREC			
STIPA			
TRIPOLI			
FUKUOKA			

ACCOUPLLEMENTS : DUREE ET FREQUENCE

ZOO	Durée accouplement	Durée de l'oestrus	Fréquence des accouplements
REPRO +			
BLOEMFONTEIN			
TORONTO		3j	
SAN DIEGO	30 min à 1h	24h	1 à 3 fo
JACKSONVILLE			
OSAKA	30 min à 1h	24h	3 fois par jour
DUBBO		2j	3 à 4 fois
ANVERS			
PARIS			
EDIMBOURG	30 min	2ème jour des Q	
WHIPSNADÉ		3 jours	
WOBBURN	30 min		
ARNHEM	long	surtout fin journée	plusieurs
HILVARENBEEK	1 h	1 jour/mois	3 à 4 fois par jour
DVUR KRALOVE		1 à 15 j	
RAMAT-GAN	15 à 45 min	1 à 2 jours	
GLEN ROSE	25 min	3 à 5 j	plusieurs fois
GUNMA	15 à 35 min	1j	12 fois par jour
PUEBLA	15 à 25 min	1j, espacé de 2h	3 fois

ZOO	Durée accouplement	Durée de l'oestrus	Fréquence des accouplements
REPRO			
JOHANNESBOURG			
RABAT		1/2 journée	
TUNIS			
CAMBRIDGE	2 à 5 min ^{1/2}		15 à 20 fois/jour ^{1/2}
BATON ROUGE	30 à 40 min	12h	1 à 2 fois
JACKSON			
MADISON			
HENRY DOORLY			
TUCSON			
WINSTON			
SÃO PAULO			
MYSORE			
DUISBURG			
OSNABRUCK			
AALBORG			
GIVSKUD			
TOUROPARC			
LA PALMYRE			
SIGÉAN			
DUBLIN	1/2 h	2h d'intervalle	2-3 fois à l'extérieur
EMMEN			plusieurs fois sans pénétration
ROSTOV			
BORAS			
LIBEREC			
STIPA			
TRIPOLI			
FUKUOKA			

PARADE SEXUELLE

ZOO	PARADE SEXUELLE (M = mâle, F = femelle)
REPRO -	
BLOEMFONTEIN	Si le M veut monter une F en chaleur, l'autre est jalouse et le chasse. Si on enferme une F, elles deviennent agressives
TORONTO	Le M prend la F sur des périodes de 3 jours et reste très proche d'elle pendant ce temps
SAN DIEGO WAP	M suit F 2 jours avant l'ovulation. Quand F en plein oestrus, s'isole du troupeau, laisse M poser le menton sur sa croupe et accouplement
JACKSONVILLE	F peut être prise les jours suivant la mise bas si le petit ne survit pas
OSAKA	M sent les organes de F, met la tête sur sa croupe, la monte et la prend
DUBBO	M suit F
ANVERS	Pas d'activité sexuelle observée
PARIS	Pendant les chaleurs, bagarres, chocs frontaux, puis F accepte M et il la saillit rapidement. F cogne le jeune pendant les chaleurs
EDIMBOURG	F revient en chaleur 6 mois après la mise bas et tous les mois jusqu'à ce qu'elle soit pleine
WHIPPSNADE	M suit F pendant 3 jours environ, le cycle de F est difficile à mettre en évidence
WOBURN	Quelques jeux
ARNHEM	Pas d'observation de parade nuptiale
HILVARENBEEK	M s'intéresse à F 2 jours avant, essaie de poser la tête sur sa croupe mais F s'échappe. Quand elle est prête, elle s'immobilise et il la saillit
DVUR KRALOVE	Nombreux cas de figure. F indifférente ou se dérobe, monte sans érection ou sans introduction, monte sans copulation, accouplement complet
RAMAT-GAN	Plusieurs M ensemble prennent F
GLEN ROSE	comme dans la bibliographie
GUNMA	
PUEBLA	M enferme F dans une parcelle de l'enclos et l'empêche d'en sortir. Il se montre agressif sans l'attaquer vraiment

ZOO	PARADE SEXUELLE (M = mâle, F = femelle)
REPRO -	
JOHANNESBOURG	Pas de comportement amoureux
RABAT	M laisse urine et croûtes de F, ils tournent en rond, se frottent. F court en levant la queue et ne veut pas rentrer la nuit
TUNIS	Pas de chaleurs
CAMBRIDGE	F plus tolérantes vis à vis des M
BATON ROUGE	M très violent bat les F jusqu'à ce qu'elles soient tellement fatiguées qu'elles cèdent. F attend avec la queue relevée et courbée, M la monte
JACKSON	Pas d'activité sexuelle depuis longtemps, parfois F reste queue relevée
MADISON	
HENRY DOORLY	Pas de signe de chaleurs, pas d'accouplements
TUCSON	M n'a jamais essayé de monter F de toute sa vie au zoo
WINSTON	M protège F pendant oestrus et ne la quitte pas d'un pouce
SÃO PAULO	Aucune activité sexuelle observée
MYSORE	Pas de comportement sexuel
DUISBURG	Pas d'activité sexuelle
OSNABRUCK	Oestrus régulier avec un comportement agressif des 2 animaux
AALBORG	
GIVSKUD	M trop violent, à son comportement, on suppose que F est en chaleur
TOUROPARC	
LA PALMYRE	Accouplements il y a quelques années mais depuis plus rien
SIGEAN	Pas de parade, pas d'accouplement
DUBLIN	F agressive envers le M jusqu'au dernier moment
EMMEN	Pendant les chaleurs, les 2 F restent proches et chassent M. Avant l'accouplement la vieille F est tenue à l'écart, M monte sans pénétration
ROSTOV	M s'approche de F, la bouscule avec la tête, entre en érection et éjacule. A ce moment là, F est généralement couchée et dédaigne M
BORAS	
LIBEREC	
STIPA	Ne s'y intéressent pas
TRIPOLI	
FUKUOKA	Oestrus invisible

QUESTION 6: INTERVENTIONS HUMAINES

OBSERVATION DES ANIMAUX

Tous les jours : observations quotidiennes

Parfois : observation lors d'occasions spéciales comme saillies, mise bas

Matin et soir : observation en nourrissant les animaux

ZOO	tous les jours	matin et soir	parfois
REPRO			
BLOEMFONTEIN			
TORONTO		X	
SAN DIEGO	X		
JACKSONVILLE		X	autour mise bas
OSAKA			bagarres, mise bas
DUBBO		X	oestrus mise bas
ANVERS			
PARIS		X	
EDIMBOURG		X	gestation, maladie, combat
WHIPPSNADE			
WOBURN	X		
ARNHEM			maladie
HILVARENBEEK		X	
DVUR KRALOVE			
RAMAT-GAN			jeunes
GLEN ROSE			vidéo pour mise bas
GUNMA			naissances
PUEBLA	X		bagarres, chaleurs

ZOO	tous les jours	matin et soir	parfois
REPRO			
JOHANNESBOURG		X	
RABAT			
TUNIS			
CAMBRIDGE			
BATON ROUGE			
JACKSON			
MADISON			
HENRY DOORLY			
TUCSON			
WINSTON			blessures
SÃO PAULO			
MYSORE			
DUISBURG			
OSNABRÜCK			caresses
AALBORG			
GIVSKUD			
TOUROPARC		X	
LA PALMYRE		X	
SIGEAN		X	
DUBLIN		X	
EMMEN			bagarres
ROSTOV			en été
BORAS		X	
LIBEREC			chaleurs
STIPA			
TRIPOLI			
FUKUOKA			

INTERVENTION DE L'HOMME (SOIGNEUR OU VÉTÉRINAIRE) SUR LES ANIMAUX

ZOO	Intervention sur les animaux
REPRO +	
BLOEMFONTEIN	Synchronisation de chaleurs avec Ovaryse et Lutalyse sur la femelle
TORONTO	Raisons médicales traitement des blessures mais rare
SAN DIEGO WAP	Combats entre mâles trop violents
JACKSONVILLE	Soigneurs rentrent plusieurs fois par jour pour nourrir et nettoyer
OSAKA	Pour les séparer en cas de bagarres en utilisant une Jeep
DUBBO	Rentrés et sortis tous les jours, intervention vétérinaire pour les dystocies
ANVERS	Souvent pour soigner les problèmes de peau du mâle
PARIS	Acceptent et demandent des caresses, nourrissent et nettoient chaque jour
EDIMBOURG	Les soigneurs parlent tout le temps aux animaux avant que le veto entre
WHIPSNADE	
WOBURN	Soins, désinsectisation, traite d'une femelle plusieurs jours, bagarres
ARNHEM	Echange d'animaux entre le zoo et le safari-park pour la reproduction
HILVARENBEEK	Séparation des animaux pour la nuit
DVUR KRALOVE	
RAMAT-GAN	
GLEN ROSE	Réduite au minimum, si combats trop violents, intervention avec tracteur
	Anesthésie d'une femelle et extraction du fœtus lors d'une dystocie
GUNMA	
PUEBLA	

ZOO	Intervention sur les animaux
REPRO -	
JOHANNESBOURG	Nourriture et nettoyage seulement
RABAT	
TUNIS	
CAMBRIDGE	
BATON ROUGE	
JACKSON	
MADISON	
HENRY DOORLY	
TUCSON	
WINSTON	Intervention avec un tracteur quand le mâle blesse la femelle
SÃO PAULO	
MYSORE	
DUISBURG	
OSNABRUCK	Rien sauf les caresses du personnel
AALBORG	
GIVSKUD	
TOUROPARC	Nettoyage et alimentation 2 fois par jour, contact direct
LA PALMYRE	Rentrés et sortis tous les jours
SIGEAN	Nettoyage plus ou moins tous les jours, intervention si combats trop violents
DUBLIN	Transfert journalier des animaux d'un enclos à l'autre, bon contact
EMMEN	Grosse bagarre mais très rare
ROSTOV	
BORAS	Souvent pour les sortir et les nourrir
LIBEREC	Contact avec le public à travers les barres
STIPA	Pas de contact personnel entre soigneurs et animaux
TRIPOLI	
FUKUOKA	

BILANS DE FERTILITE OU SUIVI DE REPRODUCTION

ZOO	Contrôle de la fertilité, travaux sur la reproduction
REPRO +	
BLOEMFONTEIN	
TORONTO	
SAN DIEGO WAP	En 85, maturité M 4-5-7ans, F 4-6ans, gestation 515j Interv. nals 604j
JACKSONVILLE	
OSAKA	10 naissances en 16 ans, pas de dosages hormonaux
DUBBO	Prises de sang mais pas de résultat intéressant
ANVERS	
PARIS	dosages hormonaux en cours sur feces de F (2 par semaine)
EDIMBOURG	Echantillons de crottes envoyés à Londres pour confirmer la gestation
WHIPSNIDE	
WOBBURN	
ARNHEM	Fumier d'autres Rhinos introduit dans l'enclos sans résultat
HILVARENBEEK	
DVUR KRALOVE	Travail avec Hindie, Hodges pour déterminer les métabolites urinaires des stéroïdes, palpations rectales et vaginales, essais d'induction d'oestrus
RAMAT-GAN	
GLEN ROSE	Notes quotidiennes. Une fois, introduction d'un animal étranger
GUNMA	Notes des observations lors des naissances
PUEBLA	

ZOO	Contrôle de la fertilité, travaux sur la reproduction
REPRO -	
JOHANNESBOURG	Crottes d'un mâle d'un autre zoo aucune action sur notre mâle
RABAT	
TUNIS	
CAMBRIDGE	
BATON ROUGE	
JACKSON	
MADISON	
HENRY DOORLY	
TUCSON	
WINSTON	
SAO PAULO	
MYSORE	
DUISBURG	
OSNABRÜCK	
AALBORG	
GIVSKUD	
TOUROPARC	Dosage hormonal sur les fèces de la femelle non gestante
LA PALMYRE	
SIGEAN	
DUBLIN	
EMMEN	Apport de fumier d'une femelle exténeure au couple aucun résultat
ROSTOV	Analyse de sperme en 1980, les spermatozoïdes étaient vivants et actifs
BORAS	
LIBEREC	
STIPA	
TRIPOLI	
FUKUOKA	

QUESTION 7 : SYNTHESE ET CONCLUSION

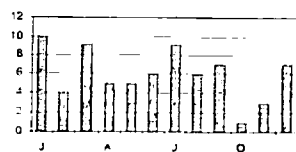
ZOO	Synthese et conclusion
REPRO -	
BLOEMFONTEIN	L'arrêt de reproduction pourrait être dû à l'âge du M (44 ans) mais les accouplements sont certainement contrariés par la rivalité entre les F
TORONTO	
SAN DIEGO WAP	Changement du M reproducteur tous les 3-4 ans en introduisant des M qui n'ont pas reproduit dans d'autres zoos. Modifications des bâtiments aussi
JACKSONVILLE	Succès : passage d'un couple dans un petit enclos à un groupe dans un enclos quasi-naturel. La plupart des néomortalités viennent d'un manque de surveillance et d'une méconnaissance de la date de mise bas. A améliorer
OSAKA	Climat confortable et gestion du groupe satisfaisante
DUBBO	Pas de modifications depuis le début
ANVERS	Il se pourrait qu'en changeant un des partenaires, on améliore la reproduction. Passer d'un groupe 2 2 à 1 1 et déménager dans un autre enclos amènera une gestation et une naissance
PARIS	
EDIMBOURG	Ajouts de troncs et de pères de tracteurs suspendus par des cordes pour que les Rhinos se grattent et jouent. Herbe fraîche répartie sur la journée
WHIPSNADDE	
WOBURN	Malgré 6 M différents, dont 3 éprouvés, et 4 F, il n'y a eu qu'une naissance rejetée par la mère et décédée malgré les soins du personnel
ARNHEM	La situation actuelle ne permet pas de garder plusieurs M ensemble et depuis, la reproduction a cessé. Nous espérons y remédier rapidement
HILVARENBEEK	Cherche à vendre la fille d'Oscar pour acquiescer une F non consanguine, et un M pour remplacer Oscar
DVŮR KRÁLOVÉ	Les plus importants problèmes sont dus aux conditions de détention
RAMAT-GAN	Chute évidente de la fertilité depuis 3 ans sans raison connue
GLEN ROSE	Logement et élevage différents des zoos classiques. Cette situation proche des conditions naturelles semble influer positivement sur la reproduction
GUNMA	
PUEBLA	De 76 à 84, 5 naissances avec un couple venant de SDWAP. En 85, séparation en 2 groupes et depuis, plus de reproduction. Les couples reproduisent mal dans cette espèce. Attention à l'alimentation et aux infections

ZOO	Synthese et conclusion
REPRO -	
JOHANNESBOURG	Avant 1990, accouplements sans résultat entre le M actuel et la F décédée mais depuis la mort de cette F, il ne se passe plus rien
RABAT	
TUNIS	
CAMBRIDGE	
BATON ROUGE	
JACKSON	
MADISON	La F pourrait avoir un kyste ovarien empêchant toute reproduction
HENRY DOORLY	
TUCSON	
WINSTON	
SAO PAULO	
MYSORE	
DUISBURG	
OSNABRÜCK	Pas de reproduction
AALBORG	Enclos trop petit pour permettre la reproduction des Rhinos : déménager dans un safan-parc
GIVSKUD	
TOUROPARC	Pas de reproduction : problème de taille entre M et F? Spécimens qui n'ont jamais reproduit et il est peu probable que cela change maintenant
LA PALMYRE	Des accouplements ont été observés il y a quelques années avec les 2 M. Depuis, plus d'accouplements et F reste toujours avec le même M
SIGEEAN	Désolant car pas de reproduction. Comptent sur les jeunes et voudraient faire un suivi des cycles F par dosages hormonaux sur les fèces
DUBLIN	Echange de F en juillet 88. M n'a pu être mis en contact avec les F que 20 mois après alors que les agressions sur la nouvelle F persistaient
EMMEN	
ROSTOV	
BORAS	Hypothèse : rhinos ne reproduisent pas car ils ne sont que 2
LIBEREC	
STIPA	
TRIPOLI	
FUKUOKA	

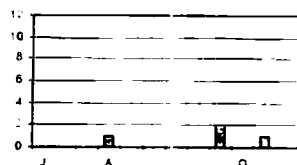
ANNEXE 4

Ces histogrammes représentent le nombre de naissances en fonction du mois présumé de la conception. Entre parenthèses, sont notées les latitudes des villes pour donner une indication climatique

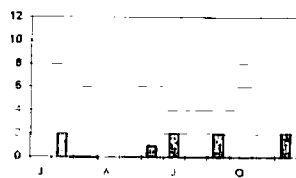
SAN DIEGO WAP (33°N)



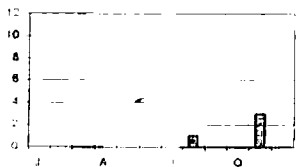
JACKSONVILLE (30°N)



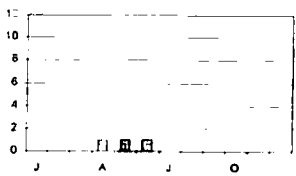
OSAKA (35°N)



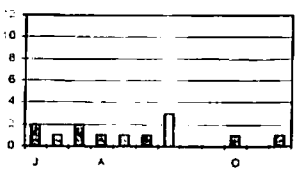
GUNMA (36°N)



PUEBLA (19°N)

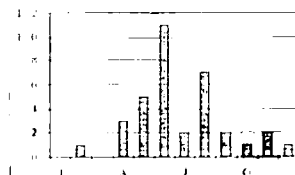


RAMAT-GAN (32°N)

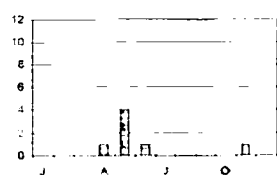


Dans la première planche, les animaux sont sortis en permanence et on note un étalement des accouplements tout au long de l'année (San Diego WAP, Ramat-Gan). En revanche, dans la deuxième planche, où les animaux sont rentrés en hiver, on observe une concentration des saillies en été (Whipsnade, Edimbourg, Hilvarenbeek).

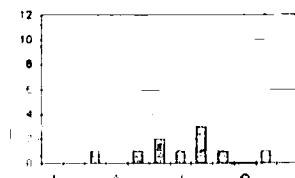
WHIPSNADE (52°N)



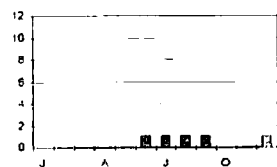
EDIMBOURG (56°N)



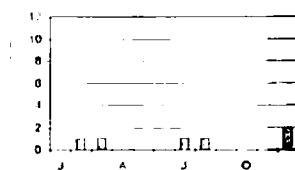
HILVARENBEEK (51°N)



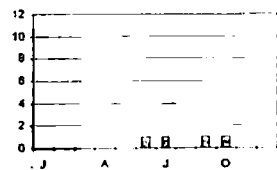
ARNHEM (52°N)



DVUR KRALOVE (50°N)



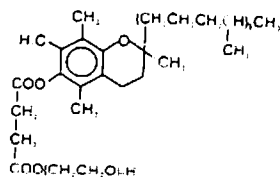
TORONTO (44°N)



ANNEXE 5 - II-E-VII - forme commerciale de vitamine E TPGS

Vitamin E TPGS, 20% Solution

d-Alpha Tocopheryl Polyethylene Glycol 1000 Succinate

Mazuri

Vitamin E TPGS, 20% solution is an aqueous solution of a form of Vitamin E derived from natural sources. TPGS is prepared by the esterification of polyethylene glycol 1000 to the acid group of crystalline d-alpha tocopheryl acid succinate. The Vitamin E potency of Vitamin E TPGS is 387 IU/g, so the potency of Vitamin E TPGS, 20% solution is 77.4 IU/g. This TPGS solution has been used as a means of providing an easily absorbed form of Vitamin E.

Because Vitamin E TPGS is water-soluble while other forms of Vitamin E are fat-soluble, TPGS is absorbed by an entirely different mechanism. Fat-soluble Vitamin E requires the use of bile salts in the gut for absorption from the intestinal lumen through to the intestinal cells. Vitamin E TPGS is absorbed without the need for bile salts activity. TPGS has the ability of transferring Vitamin E into the intestinal cells with no need of assistance.

Along with assisting in Vitamin E absorption, the water-solubility of Vitamin E TPGS results in a product which is quite stable and does not hydrolyze under normal conditions. In addition, Vitamin E TPGS has practically no taste.

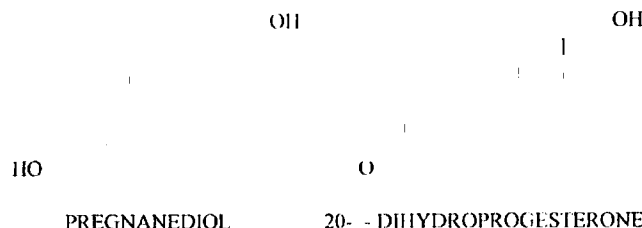
TYPICAL PROPERTIES OF VITAMIN E TPGS, 20% SOLUTION

Molecular Weight, Vitamin E TPGS: Approximately 1513
 Concentration, weight/weight: 20%
 Taste: Practically tasteless
 Vitamin E Content of Solution, mg/g: 52 as d-alpha tocopherol
 Potency of Solution, IU/g: 77.4
 Stability: Stable to air, Reacts with alkali

ANNEXE 6

Description des metabolites steroïdiens excretés dans les urines et les feces des Rhinoceros blancs

Les différents metabolites de la progestérone



Protocoles d'identification des metabolites et resultats [17]

Injection d'oestradiol-17-β et de progestérone radioactifs IV et recolte des urines et des feces pendant 4 jours [17]

- distribution de la radioactivite

Excretion maximale le 2eme jour (61%) et on a alors recupere 90% du total urinaire et 48% du total fecal. L'excretion fecale est legerement differee dans le temps a cause de la longueur du transit digestif.

Dans les urines on obtient 51.4 % des metabolites sous forme non-conjuguee et 41.2 % sous forme conjuguee tandis que dans les feces, la forme non conjuguee predomine a 92.4 %.

- Identification des molecules [17] Par HPLC puis hydrolyse sequentielle

Dans les urines

- 20-α-dihydroprogesterone, sulfoconjuguee a 85 % [19], mais pas de pregnanediol
 - Oestrone conjuguee ou non, oestradiol-17-α conjugue et oestradiol-17-β non conjugue. Les oestrogenes sont glucuronconjuguees a 90% [19]

Dans les feces

- Progesterone
 - Oestradiol-17-α et oestradiol-17-β

ANNEXE 7

Protocoles d'induction des chaleurs

D'après Godfrey [11]

- J0 : injection intramusculaire de 500 mg de cloprostenol (Estrumate ND)
- J1 à J21 : administration per os de 2,2 mg/50 kg PV j d'altrenogest (Regumate ND)
- J19 : Injection intramusculaire de 5000 UI de PMSG (ND)
- J22 : Injection intramusculaire de 2500 UI de PMSG (ND)
- J23 : Injection intramusculaire de 500 µg de cloprostenol
- J26 : Injection intramusculaire de 500 µg de GnRH (Cystorelin ND)
- J28 : Insemination artificielle puis euthanasie 25 minutes après et recolle du contenu utérin post-mortem : ECHC

D'après Schwarzenberger [61]

Recolle et analyses de fèces deux à trois fois par semaine pendant 28 semaines sur une femelle *Rhinoceros blanc*. aucune activité luteale pendant 2 ans. Dans l'expérience suivante, on a suppose que la longueur du cycle était de 10 semaines dans cette espèce et on a pris comme modèle, l'induction des chaleurs chez la jument. Par extrapolation, on a obtenu les posologies pour un *Rhinoceros*.

Les molécules utilisées sont :

- une progestérone de synthèse : CMA (Clor Madinon Acetate, Synchrostat ND)
- une gonadotrophine : hCG (human Chorionic Gonadotrophin, Chorulon ND)

La CMA est administrée en 12 doses de 35 mg (0.014 mg/kg PV) à 35 heures d'intervalle (soit pendant 45 jours).

5 jours après la fin du traitement par la CMA, une seule injection de 8400 UI d'hCG.

Résultats :

- 10 jours après l'injection d'hCG, la concentration en progestérone atteint des valeurs caractérisant une phase luteale et restent à ce taux pendant 20 jours.
- 70 jours après l'injection d'hCG, on observe un comportement de chaleurs pendant deux jours mais aucun accouplement ne suivra.

BIBLIOGRAPHIE

- 1 Bigalke R. : 1960 : White Rhinos at Pretoria Zoo . *J. Z. Yb.* 2 : 43-44
- 2 Brush P.J., Anderson P.H. : 1986 : Levels of plasma α -tocopherol (vitamin E) in zoo animals . *J. Z. Yb.* 24 : 316-321
- 3 Burton M., Burton P. : 1973 : Royaume des Animaux : *Encyclopédie Universelle des Animaux*, Ed. P. Schauenberg, 15 : 2818, 21 : 4111-4120.
- 4 Dierenfeld E.S. : 1989 : Vitamin E deficiency in zoo Reptiles, Birds and Ungulates . *J. Zoo Wildl. Med.* 20(1) : 3-11.
- 5 Dierenfeld E.S. : 1994 : AAZPA Guidelines - Husbandry and Management, Rhinoceros SSP . *Personal communication*.
- 6 Dierenfeld E.S. : 1994 : Rhinoceros nutrition research update 1993 . *Personal communication*.
- 7 Dolensek E.P., Combs S.B. : 1984 : Vitamin E deficiency in zoo animals : *Proceedings of Dr Scholl Conf. Nutr. Zoo Animals*, 1984, 171-177.
- 8 Dorst J., Dandelot P. : 1970 : A field guide to Larger Mammals of Africa . *Ed. Delachaux et Niestlé*, 287pp, 166-170.
- 9 Foose T.J. : 1991 : Global management of Rhinoceros . *Rhinos biology and conservation*, O.A. Ryder ed. *Proc. of Intern. Conf.*, San Diego, 1991, 32-47.

- 10 Gakahu C.G. : 1991 , African Rhinos : Current numbers and distribution : *Rhinos biology and conservation*, O.A. Ryder ed, *Proc. of Intern. Conf., San Diego, 1991*, 160-163.
- 11 Godfrey R.W., Pope C.E., Dresser B.L., Olsen J.H. : 1991 , Gross anatomy of the reproductive tract of a female Black (*Diceros bicornis michach*) and White (*Ceratotherium simum simum*) Rhinoceros : *Zoo Biology* 10 : 165-175.
- 12 Godfrey R.W., Pope C.E., Dresser B.L., Bavister B.D., Andrews J.C., Olsen J.H. : 1990 , An attempt to superovulate a Southern White Rhinoceros (*Ceratotherium simum simum*) : *Theriogenology*, 33, n° 1, 231.
- 13 Godfrey R.W., Srivastava L., Russel P.T., Dresser B.L. : 1991 : Progress in reproductive physiology research in Rhinoceros : *Rhinoceros biology and conservation*, *Proc. of Int. Rhino Conf., San Diego 1991*, O.A. Ryder ed, 149-152.
- 14 Göltenboth R., Gansloßer U., Tomasova C. : 1995 : Husbandry guidelines for Rhinoceros : *International stud-book for African Rhinoceros*, Berlin Zoo Ed., 1-19.
- 15 Grogan B.A., Grogan G.A. : 1989 , Management and breeding of southern white rhinoceros at Jacksonville Zoo : *Proceedings of the 15th National AAZK Conference*, Syracuse, NY, 1989.

- 16 Haltungen Th., Diller H. : 1985 : Mammifères d'Afrique et de Madagascar : Ed. Delachaux et Niestlé, 397pp, 100-104.
- 17 Hindle J.E., Hodges J.K. : 1990 : Metabolism of oestradiol-17- β and progesterone in the white rhinoceros : *J. Reprod. Fert.* 90 : 571-580.
- 18 Hindle J.E., Möstl E., Hodges J.K. : 1992 : Measurement of urinary oestrogens and 20- α -dihydroprogesterone during the ovarian cycles of black and white Rhinos : *J. Reprod. Fert.* 94, 237-249.
- 19 Hindle J.E., Vahala J., Hodges J.K. : 1991 , Recent advances in reproductive monitoring of Rhinoceros in captivity and in the wild : *Rhinoceros biology and conservation*, *Proc. of Int. Rhino Conf., San Diego 1991*, O.A. Ryder ed, 1993, 141-148.
- 20 Hindle J.E., Coulson W.F., Honour J.W., Hodges J.K. : 1988 : Comparative aspects of progesterone metabolism in Rhinoceros : *J. Repro. Fert., Abstract Ser. 1*, n° 78 : 44.
- 21 Hodges J.K., Hindle J.E. : 1988 , Comparative aspects of steroid metabolism in Rhinoceroses : implications for reproductive assessment : *Proceedings of the 5th World conference on Breeding Endangered Species in Captivity*, Cincinnati, OH, 1988 : 83-91.
- 22 Hoffman F. : 1971 , Vitamine E in Compendium des vitamines , Editions La Roche & Cie, 1971, 158pp, 73-76.

- 23 Howard J.G., Bush M., Colly L., Wildt D.E. : 1983 : Electroejaculation techniques and semen evaluation in Rhinoceros : *AAT Proc. Tampa, Florida* 1983, 74-75
- 24 Jones D.M. : 1978 : The husbandry and veterinary care of captive Rhinoceros : *J. Z. Yb.* 19 : 239-252
- 25 Kirkwood J.K., Markham J., Hawley C.M., Jackson S.I. : 1991 : Plasma vitamin E response in two black Rhinoceroses following dietary supplementation : *The Veterinary Record*, 1991, 128 : 185-186
- 26 Klös H.G., Frese R. : 1978 : Population trends in African Rhinoceros living in Zoos and Safari Parks : *J. Z. Yb.* 18 : 231-234
- 27 Klös H.G., Frese R. : 1987, 1991, 1993 : International studbook of african rhinoceroses : n° 5, 122 pp
- 28 Kock R.A., Curzon V. : 1988 : The captive management of Rhinoceros : *Proc. Double Symp. on Ungulates, ABWAK, Marwell Zool. Soc., Janv. 1988* 36-44
- 29 Kock R.A., Garnier J. : 1991 : Veterinary management of 3 species of Rhinoceros in zoological collections : *Rhinos biology and conservation*, O.A. Ryder ed, *Proc. of Intern. Conf., San Diego, 1991* : 325-345

- 30 Lesler N. : 1993 : Rhinocerotidae : in *FOWLER Zoo and Wild Animals Medicine, current therapy, 3ème édition Philadelphia (USA) W. B. Saunders Company, 1 vol, 617 pp* : 763-768
- 31 Lewis J.C.M., Kirkwood J.K. : 1990 : Studies on vitamin E supplementation in a black rhinoceros : *Veterinary record (1990)* 126 : 558
- 32 Lindemann H. : 1985 : Demographic survey of the Black Rhinoceros in captivity : *J. Z. Yb.* 23 : 225-233
- 33 Lindemann H. : 1982 : African Rhinoceros in captivity : *MSc-Thesis, University of Copenhagen* 123pp
- 34 Loidold B., Meister J. : 1994 : On the effect of different feeding conditions on the social behaviour of captive White Rhinoceroses (*Ceratotherium simum simum*) : *Proc. Research and Captive Propagation, EEP, Ústí Nad Labem, Tchécoslovaquie* : 20
- 35 Matthews L.H., Carrington R. : 1972 : Le Monde étrange et fascinant des animaux : 2ème éd. *Sélection du Reader's Digest*, 428 pp : 104 et 420
- 36 Meister J. : 1994 : Research on social reproductive behaviour in captive female white Rhinos (*Ceratotherium simum*) (work in progress) : *Research and captive propagation, Eep, Erlangen, Allemagne, 15-17 04 94* : 51

- 37 Mikulica V. : 1991 : Social behaviour in two captive groups of White Rhinoceros. *Zool. Garten N.F.* 61, 516 : 365-385.
- 38 Muggenthaler E.K., Stoughton J.W., Daniel J.C. : 1991 : Infrasound from Rhinocerotidae. *Proc. of Int. Rhino Conf. San Diego 1991*, O.A. Ryder ed. 1993, 136-140.
- 39 Noble S.J., Ryder O.A. : 1991 : Perinatal mortality in Rhinoceros. *Proc. of Int. Rhino Conf. San Diego 1991*, O.A. Ryder ed. 1993 : 367-368.
- 40 Nowak R.M., Paradiso J.L. : Walker's Mammals of the World. 4th ed. John Opkins University Press : 1171.
- 41 O'Connor S. : 1986 : Activity cycles of the southern white rhinoceros in captivity : implications for management. *J. Z. Yb.* 24, 25 : 297-303.
- 42 Owen-Smith N. : 1971 : Territoriality in the White Rhinoceros Burchell. *Nature*, 231 : 294-296.
- 43 Owen-Smith N. : 1986 : Rhinoceros in Les animaux du Monde Entier, Vol. Ongulés et Lapins. Ed. Equinox (Oxford) Ltd. 152pp : 40-48.
- 44 Papas A.M., Cambre R.C., Citino S.B., Baer D.J., Wooden G.R. : 1990 : Species differences in the utilisation of the various forms of vitamin E. *Proceedings of the Annual Meeting of American Association of Zoos Veterinarians*, 1990.

- 45 Papas A.M., Cambre R.C., Citino S.C. : 1989 : Vitamin E : Considerations in practical animal feeding and case studies with Elephants and Rhinoceroses. *Proceedings to the 8th Annual Dr. Scholl Conference on the Nutrition of Captive Wild Animals, Chicago, Ill.* 1989.
- 46 Platz C.C., Seager S.W.J., Bush M. : 1979 : Collection and analysis of semen from a black rhinoceros. *J. of Vet. Med. Ass.*, 1979, 175 9 : 1002-1004.
- 47 Quirier J. : 1991 : Rhinoceros Africains. Espèces menacées. *Thèse vétérinaire Alfort*. 95 pp.
- 48 Reece R.W. : 1991 : Rhinoceros S.S.P. Programs in North America : an overview. *Rhinos biology and conservation*, O.A. Ryder ed. *Proc. of Intern. Conf. San Diego, 1991* : 294-295.
- 49 Reece R.W. : 1991 : Rhinoceros advisory group. *Personal communication*.
- 50 Rieches R. : 1991 : Rhinos breeding at the San Diego Wild Animal Park. *Rhinoceros biology and conservation*, *Proc. of Int. Rhino Conf., San Diego 1991*, O.A. Ryder ed. 1993 : 296-298.
- 51 Robb-Baro K. : 1985 : Methods of determining estrus in a white rhino. *Proceedings of the 11th National AAZK Conference, Miami 1985*.

- 52 Ryder O.A. : 1993 . Rhinoceros biology and conservation . *Proceedings of International Rhino Conference, San Diego, 1991*, 380 pp.
- 53 Safar-Herman N., Ismail M.N., Sun Choi H., Möstl E., Bamberg E. : 1987 . Pregnancy diagnosis in zoo animals by estrogen determination in feces . *Zoo Biology*, 6 : 189-193.
- 54 Schaffer N.E., Beehler B. A. : 1988 . Overview of procedures and results of semen collection from ambulatory Rhinoceros . *AZPA Annual Conf. Proc.*, 273-279.
- 55 Schaffer N. E., Beehler B. A. : 1990 . Preliminary studies on the anatomic and ultrasonic images of the reproductive structures of 3 species of Rhinoceros . *Proc. Amer. Ass. of Zoo Vet.* : 215-220.
- 56 Schaffer N.E., Jeyendran R.S., Beehler B. : 1991 . Reproductive procedures and restraint for Rhinoceroses . *Rhinos biology and conservation*, O.A. Ryder ed, *Proc. of Intern. Conf., San Diego, 1991* : 133-159.
- 57 Schenkel R. : 1988 . Rhinoceros, White Rhinoceros . *GRIMKEN Encyclopedia (Mammals)*, Vol 4 . Ed. Language 1988 : 615-620.
- 58 Schmidt C., Sachser N. : 1995 . Food dispersal, behaviour, and salivary corticosterone concentration in Southern White Rhinoceros (*Ceratotherium simum simum*) kept at the Allwetterzoo Munster . *Proc. Research and Captive Propagation, EEP, Ústí Nad Labem, Czechoslovakie* : 26.

- 59 Schwarzenberger E., Tomasova K., Möstl E. : 1994 . Preliminary results of fecal progestagens evaluations in the White Rhinoceros (*Ceratotherium simum*) indicate an estrus cycle length of ~10 weeks . *Biology of Reproduction* 50, Suppl 1, n° 466.
- 60 Schwarzenberger E., Tomasova K., Walzer Ch., Möstl E. : 1994 . Fecal Progestagens evaluations in the White Rhinoceros (*Ceratotherium simum*) . What is the actual length of the Oestrous Cycle ? . *Research and Captive Propagation, EEP, Erlangen, Germany, 15-17 04 94* : 77.
- 61 Schwarzenberger E., Walzer C. : 1995 . Oestrous cycle induction in a White Rhinoceros (*Ceratotherium simum simum*) monitored by fecal Progestagen analysis . *Verh. ber. Erkr. Zootiere (1995)* 37 : 79-83.
- 62 Schwarzenberger E. : 1995 . Reproductive physiology of Black and White Rhinoceroses . *Manuscript submitted to AROUND THE HORN, Aug 1995*, 2pp (Personal communication).
- 63 Smith K., Smith F. : 1991 . Conserving Rhinos in Garamba Park . *Rhinos biology and conservation*, O.A. Ryder ed, *Proc. of Intern. Conf., San Diego, 1991* : 166-177.
- 64 Stanley Price M.R. : 1991 . What will it take to save the Rhinoceros ? . *Rhinos biology and conservation*, O.A. Ryder ed, *Proc. of Intern. Conf., San Diego, 1991* : 48-68.

- 65 Svitalsky A., Vahala J., Spala P. : 1991 : Breeding experience with Northern White Rhinoceros at Zoo Dvur Kralove : *Rhinos biology and conservation*, O.A. Ryder ed. *Proc. of Intern. Conf., San Diego, 1991* : 285-286.
- 66 Tassi Ph. : 1989 : Methodes statistiques. 2eme edition : *Collection "Economie et statistiques avancées"*, Ed. Economica, 474 pp. 309-316.
- 67 Toovey J. : 1978 : African plains exhibit at Whipsnade Park : *J. Z. Yb.* 19 : 270-274.
- 68 Van Heerden J., Keffen R.H., Dauth J., Dreyer M.J. : 1985 : Blood chemical parameters in free-living white Rhinoceros (*Ceratotherium simum*) : *Journal of the south african veterinary association*, Dec 85 : 187-189.
- 69 Wagner R.A. : 1986 : Monitoring the reproductive cycle of one Southern White Rhinoceros : *Proc. Am. Assoc. Zoo Vetermarians* : 14-15.