

SOMMAIRE

INTRODUCTION	01
I - PRESENTATION DU MILIEU D'ETUDE	03
I.1. Situation géographique	03
I.2. Site d'étude	04
I.3. Faune lémurienne	04
I.4. Végétation	05
I.5. Climat : température et humidité	05
II - MATERIELS ET METHODES	06
II.1. PRESENTATION DE <i>Propithecus verreauxi</i>	06
II.1.1. Position systématique	06
II.1.2. Morphologie externe	06
II.1.3. Reproduction	07
II.1.4. Régime alimentaire	07
II.1.5. Vie sociale	07
II.1.6. Distribution géographique	07
II.1.7. Statut de conservation	08
II.1.8. Prédateurs	08
II.2. METHODOLOGIE SUR TERRAIN	08
II.2.1. Etude du comportement	08
1. Choix des groupes et des animaux focaux	08
2. Méthode de Radio-tracking	09
3. Suivi des groupes et observation des comportements	10
II.2.2. Collecte des crottes	11
II.2.3. Préparation des coprocultures	11
II.3. METHODOLOGIE AU LABORATOIRE	11
II.3.1. Analyse des crottes	12
1. Mode opératoire	12
2. Examen microscopique	13
3. Description et identification des parasites	14

4. Identification des œufs et détermination des espèces	14
5. Comptage des œufs et larves	15
II.3.2. Analyse des cultures.....	15
II.4.ANALYSE DES DONNEES.....	16
II.4.1.Indices parasitaires	16
II.4.2. Analyses statistiques	16
1. Test de Khi deux.....	17
2. Test de Wilcoxon.....	17
3. Test de Mann Whitney U	18
III - RESULTATS	19
III.1. COMPOSITION DES GROUPES DE <i>P. verreuxi</i>	19
III.2. COMPORTEMENT GLOBAL.....	20
III.2.1 Durée journalière de chaque type d'activités.....	20
III.2.2. Durée des activités suivant les sexes durant les deux périodes d'étude.....	21
III.2.3. Plantes consommées	21
III.3. ECHANTILLONS DE FECES COLLECTES	23
III.4. PARASITES INTESTINAUX INVENTORIES	24
III.4.1. Richesse spécifique parasitaire	24
III.4.2. Position systématique et description des parasites rencontrés	24
1. <i>Pararhabdonema</i> sp	24
2. <i>Trichostrongylus</i> sp.	25
3. <i>Strongyloides</i> sp.	26
III.4.3. Infestation globale de <i>Propithecus verreuxi</i>	27
1. Avant la période de mise bas des femelles	27
2. Après la période de mise bas des femelles	28
III.4.4. Proportion d'individus parasités selon les sexes.....	29
1. Avant la mise bas des femelles.....	29
2. Après la mise bas des femelles	30
III.4.5. Prévalence parasitaire	30
1. Prévalence parasitaire globale	30

2. Prévalences parasitaires durant les deux périodes d'étude.....	31
III.4.6. Intensité Parasitaire moyenne	31
III.4.7. Etude du polyparasitisme.....	32
III.4.8. Comparaison du nombre des parasites suivant les sexes chez <i>P. verreauxi</i>	32
1. Nombre des parasites les femelles avant et après la période de mise bas	33
2. Nombre des parasites chez les mâles avant et après la période de mise bas	33
III.4.9. Comparaison du nombre des parasites suivant les groupes et les sexes les sexes chez <i>P. verreauxi</i>	34
1. Nombre des parasites chez les mâles et les femelles avant la période de mise bas.....	34
2. Nombre des parasites chez les mâles et les femelles après la période de mise bas	35
III.5. OBTENTION DE LARVES PAR COPROCULTURE	36
IV - DISCUSSION.....	37
IV.1. Résultats de la coproscopie.....	37
IV.2. Prévalence parasitaire	38
IV.3.Richesse Spécifique	39
IV.4.Intensité parasitaire	39
IV.5. Cycles évolutifs des parasites et mode d'infestation	40
IV.5.1. <i>Pararhabdonema</i> sp. et <i>Trichostrongylus</i> sp.....	40
IV.5.2. <i>Strongyloides</i> sp.....	41
IV.6. Différence entre le parasitisme suivant les sexes et les groupes d'hôtes avant et après la mise bas des femelles	42
IV.7. Parasitisme et plantes consommées.	43
IV.8.Comparaison du parasitisme de <i>P. verreauxi</i> et <i>E. rufifrons</i> dans la forêt de Kirindy	44
CONCLUSIONS.....	45
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	46

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Composition des groupes suivis et animaux focaux	19
Tableau II : Liste des plantes consommées par <i>P. verreuxi</i> avant et après la période de mise bas des femelles.....	22
Tableau III : Nombre d'échantillons collectés pour les deux sexes avant et après la mise bas des femelles.....	23
Tableau IV : Liste des parasites collectés chez les sept groupes de propitèques étudiés avant la mise bas des femelles	28
Tableau V : Liste des parasites collectés chez les sept groupes étudiés après la mise bas des femelles	28
Tableau VI : Prévalence parasitaire pour les deux périodes d'échantillonnages (avant et après la mise bas des femelles).....	31
Tableau VII : Intensité Parasitaire moyenne pour chaque espèce de parasite avant et après la mise bas	32
Tableau VIII : Nombre de larves obtenues par coproculture en 24h, 48h et 8 jours de cultures.....	36
Tableau IX : Espèces de lémuriens parasitées par <i>Pararhabdonema longistriata</i> avec leurs localités.....	37

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Carte de Morondava incluant la forêt de Kirindy/CNFEREF.....	03
Figure 2 : Site CS7 de la forêt de Kirindy CNFEREF	04
Figure 3 : Courbe ombrothermique de la région de Morondava	05
Figure 4 : <i>Propithecus verreauxi</i> de la forêt de Kirindy.....	06
Figure 5 : <i>Propithecus verreauxi</i> marquées.....	09
Figure 6 : Résultat après centrifugation de la préparation.....	13
Figure 7 : Durée journalière du temps consacré à chaque type d'activités durant les deux périodes d'étude	20
Figure 8 : Durée de chaque activité durant les deux périodes d'étude chez les mâles et les femelles	21
Figure 9 : Œuf de <i>Pararhabdonema</i> sp	25
Figure 10 : Œuf de <i>Trichostrongylus</i> sp.....	26
Figure 11 : Larve rhabditoïde de <i>Strongyloides</i> sp.....	27
Figure 12 : Pourcentages des individus parasités et non parasités selon le sexe avant la mise bas des femelles.....	29
Figure 13 : Pourcentages des individus parasités et non parasités selon le sexe après la mise bas des femelles.....	30
Figure 14 : Prévalence parasitaire globale.....	30
Figure 15 : Pourcentages des cas de parasitisme sur l'ensemble des animaux testés.....	32
Figure 16 : Nombre de parasites collectés chez les femelles avant et après la période de mise bas dans les sept groupes.....	33
Figure 17 : Nombre de parasites collectés chez les mâles avant et après la période de mise bas dans les sept groupes	34
Figure 18 : Nombre des parasites chez les mâles et les femelles avant la mise bas	35
Figure 19 : Nombre des parasites chez les mâles et les femelles après la mise bas	35
Figure 20 : Schéma du cycle de développement des Trichostrongylidés.....	40
Figure 21 : Schéma simplifié du cycle de développement de <i>Strongyloides</i> sp.....	42

LISTE DES ANNEXES

Annexe I	: Photos des matériels au laboratoire	II
Annexe II	: Technique de sédimentation (mode opératoire)	II
Annexe III	: Liste des plantes consommées par <i>P. verreauxi</i> avec leurs propriétés pharmaceutiques....	IV
ANNEXE IV	: Plantes les plus consommées par <i>P. verreauxi</i>	VI
ANNEXE V	: Nombre total des échantillons collectés chez les animaux focaux durant les deux périodes.....	VIII
Annexe VI	: Résultat du test de Mann Whitney sur la différence entre les dimensions des deux types d'œufs.....	VIII
Annexe VII	: Intensité parasitaire par individu par gramme de fèces (valeurs moyennes) dans les sept groupes avant la mise bas des femelles	IX
Annexe VIII	: Intensité parasitaire par individu par gramme de fèces (valeurs moyennes) dans les sept groupes après la mise bas des femelles	IX
ANNEXE IX	: Nombre total de parasites observés chez les femelles avant et après la période de mise bas.....	X
ANNEXE X	: Résultat du test de Wilcoxon sur le nombre des parasites chez les femelles avant et après la période de mise bas.....	X
ANNEXE XI	: Nombre total de parasites observés chez les mâles avant et après la période de mise bas	XI
ANNEXE XII	: Résultat du test de Wilcoxon sur le nombre des parasites chez les mâles avant et après la période de mise bas.....	XI
ANNEXE XIII	: Nombre total de parasites observés chez tous les individus testés avant et après la période de mise bas.....	XII
ANNEXE XIV	: Résultat du test de Mann Whitney sur le nombre de parasites entre les mâles et les femelles avant la période de mise bas.....	XIII
ANNEXE XV	: Résultat du test de Mann Whitney sur le nombre de parasites entre les mâles et les femelles après la période de mise bas	XIII
ANNEXE XVI	: Photos de larves de nématodes obtenues par coproculture	XIV
ANNEXE XVII	: Photos des parasites rencontrés chez l'homme par Leger <i>et al.</i> (1977).....	XIV
ANNEXE XVIII	: Mensurations des larves obtenues par coproculture en 8 jours	XVI
ANNEXE XIX	: Domaine vital de chaque groupe dans le site d'étude.....	XVIII

INTRODUCTION

Madagascar est connu comme l'un des pays les plus riches en biodiversité dans le monde avec un taux d'endémicité très élevé (Mittermeier *et al.*, 2004). Depuis l'arrivée de l'homme sur la Grande Ile, il ne cesse de détruire les écosystèmes forestiers. La faune malgache est en effet exposée aux dangers causés par la destruction de leur habitat naturel. La plupart des grands lémurien malgaches sont moins adaptés et plus vulnérables à ce phénomène (Godfrey *et al.*, 1999). Les lémurien, endémique de Madagascar, sont parmi les primates les plus menacés dans le monde (Mittermeier *et al.*, 1992; Ganzhorn *et al.*, 1996/1997). Par ailleurs, les effets des infections parasitaires sur les populations animales ont été reconnus comme un facteur important affectant la densité et la distribution des espèces dans leur milieu naturel (Anderson, 1979 ; Anderson et May, 1979).

Plusieurs chercheurs ont effectué des études sur les parasites intestinaux des lémurien à Madagascar. Parmi eux, quelques auteurs se focalisaient principalement sur les nématodes comme les travaux de Baer (1935), Chabaud et Choquet (1955), Chabaud et Brygoo (1956), Chabaud et Petter (1958, 1959), Chabaud *et al.* (1961a, 1961b, 1964, 1965), Petter *et al.* (1972). Certains chercheurs ont aussi travaillé sur la phylogénie des nématodes des lémurien (Hugot, 1998; Hugot et Baylac, 2007). D'une part, des études sur les parasites des lémurien ont été effectuées dans des parcs zoologiques par Randriamiadamanana en 1998 et Rasambainarivo en 2008. D'autre part, des études plus récentes des lémurien à l'état sauvage ont été réalisées par différents chercheurs, à savoir Raharivololona (2006, 2009), Clough *et al.* (2009) et Schwitzer *et al.* (2010). L'état actuel des connaissances sur les parasites de lémurien a été synthétisé par Irwin et Raharison en 2009.

Beaucoup d'études sur l'écologie et le comportement de *Propithecus verreauxi* ont été effectuées dans plusieurs localités de Madagascar. Par ailleurs, Raveloarisoa en 2000 et Muehlenbein en 2003 ont travaillé sur les parasites intestinaux de cette espèce dans la Réserve Spéciale de Beza Mahafaly. Cependant, peu de données sont disponibles dans d'autres régions de la Grande Ile. La présente étude menée au sein de la Concession Forestière de Kirindy CNFEREF (Centre National de Formation, d'Etude et de Recherche en Environnement et Foresterie), dans la Région de Morondava, a pour objectif d'étudier les parasites intestinaux de *Propithecus verreauxi* avant et après la période de mise bas des femelles. C'est une espèce diurne, de grande taille possédant un pelage dont la couleur prédominante est le blanc, du Sud et Sud-Ouest de Madagascar (Mittermeier *et al.*, 2010). Elle est classée comme espèce vulnérable

dans la liste rouge de l'Union International pour la Conservation de la Nature (UICN, 2010). Elle donne naissance à un jeune en plein cœur de la saison sèche, ainsi la période d'allaitement et de soins des petits coïncide avec la période la plus défavorable de l'année (Sorg *et al.*, 2008). La disponibilité de la nourriture dans la forêt est limitée pendant cette saison, par rapport à ses besoins énergétiques. Sous l'effet du stress après la mise bas des femelles, les parasites de ces dernières pourraient être plus élevés pendant cette période car elles ont tendance à s'alimenter excessivement pour assurer la survie de leurs bébés. Ainsi, une étude comparative du parasitisme intestinal de ce lémurien avant et après la naissance des jeunes s'avère intéressant.

Pour aboutir au cadre général de cette étude, les objectifs spécifiques fixés sont de :

- inventorier et étudier les parasites intestinaux chez *Propithecus verreauxi*
- et étudier l'influence de l'état physiologique et comportemental de cette espèce sur le parasitisme intestinal.

Le plan adopté dans ce mémoire comporte quatre grandes parties. La première partie présente quelques généralités sur le site d'étude. Ensuite, la deuxième partie concerne les méthodes utilisées sur terrain pour l'observation du comportement de *P. verreauxi* et la collecte des fèces, et au laboratoire pour l'analyse des parasites intestinaux. Les résultats sur la durée journalière de chaque activité avec les différentes espèces de plantes consommées, les parasites intestinaux inventoriés font l'objet de la troisième partie. Enfin, la quatrième et dernière partie concerne la discussion sur les résultats obtenus, suivie d'une conclusion.

I. PRESENTATION DU MILIEU D'ETUDE

I.1. SITUATION GÉOGRAPHIQUE

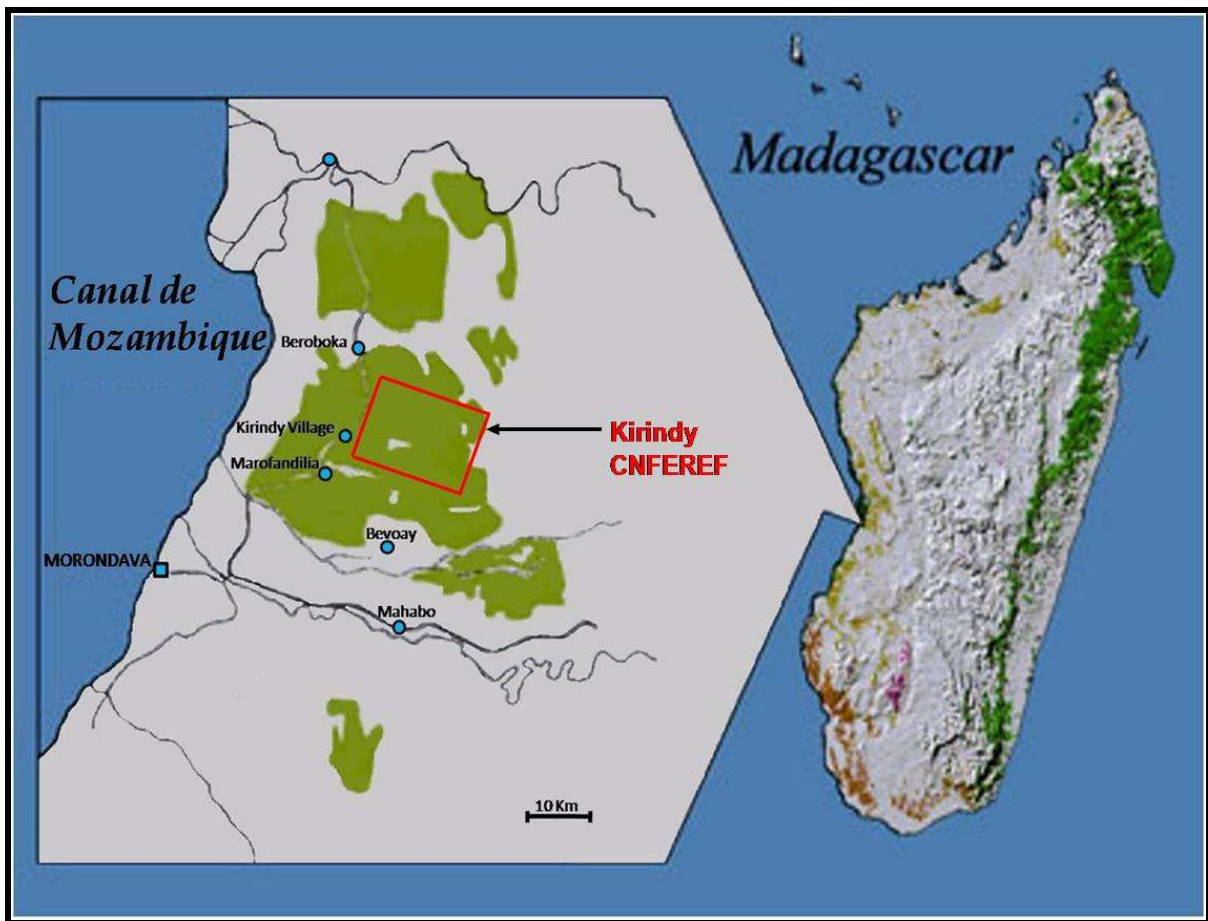


Figure 1. Carte de Morondava incluant la forêt de Kirindy/CNFEREF.

(Source : DPZ, Améliorée par RAMBELOSON).

Cette étude a été effectuée dans la forêt de Kirindy CNFEREF (Centre National de Formation, d'Étude et de Recherche en Environnement et Foresterie), appelée auparavant Kirindy CFPF (Centre de Formation Professionnelle Forestière), de juin à septembre 2009. Cette forêt dense sèche caducifoliée est localisée dans l'Ouest de Madagascar, dans la Région du Menabe Central. Cette station forestière se situe approximativement à 60 km au Nord de la ville de Morondava, sur la Route Nationale RN8A vers Belo-sur-Tsiribihina, et à environ 44°39'E de longitude et 20°40'S de latitude. Son altitude varie entre 18 à 40m. Elle se trouve entre les villages de Marofandilia et Beroboka. Sa superficie est de 12500 ha. Depuis 1993, le Deutsches Primatenzentrum Göttingen, Germany (DPZ) a établi trois sites d'études CS5, CS7 et N5 dans cette forêt et maintient des recherches permanentes sur l'ensemble de la faune de Vertébrés.

I.2. SITE D'ETUDE

L'étude sur terrain a été réalisée dans le site CS7. Plus précisément, ce site se trouve au Sud de la piste CONOCO et à environ 2 km à l'Est du camp DPZ. Il est constitué par plusieurs parcelles rectangulaires de 25m x 50m, qui sont indiquées par des lettres de A à W dans la direction Nord-Sud et des numéros de 1 à 30 d'Ouest à l'Est. Au total, il couvre environ 100 ha de forêt. Il est traversé par la rivière Kirindy qui est saisonnière car elle manque d'eau pendant la saison sèche.

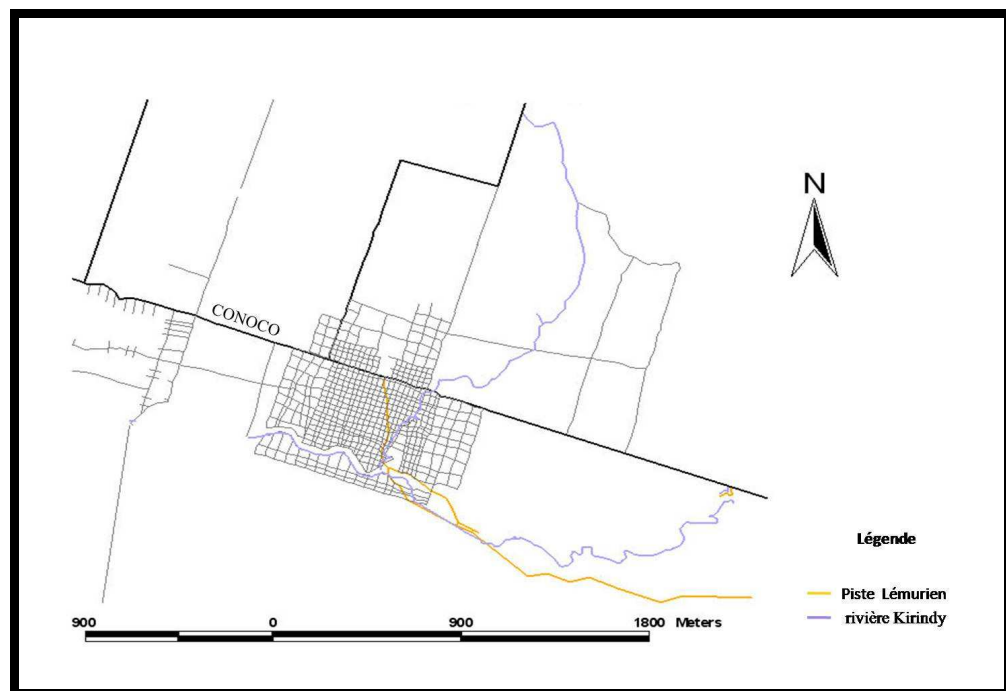


Figure 2. Site CS7 de la forêt de Kirindy CNFEREF. (source : DPZ)

I.3. FAUNE LEMURIENNE

Cette forêt présente une très riche communauté de primates. Les recherches effectuées antérieurement se sont concentrées particulièrement sur les mammifères. Ainsi, huit espèces de lémuriens ont été inventoriées par différents chercheurs à savoir *Microcebus berthae*, *Microcebus murinus*, *Propithecus verreauxi*, *Eulemur rufifrons*, *Cheirogaleus medius*, *Mirza coquereli*, *Phaner pallescens*, *Lepilemur ruficaudatus* (Ganzhorn *et al.*, 1996 : Mittermeier *et al.*, 2010)

I.4. VEGETATION

Cette forêt montre un grand nombre de traits caractéristiques des forêts sèches à savoir la caducité du feuillage, l'absence presque totale d'une strate herbacée et une floraison fréquente avant l'apparition des feuilles. Ces dernières présentent différentes formes de xérophylie comme la microphylie et la spinescence. La répartition des espèces végétales dans cette forêt dépend des caractéristiques du sol. D'une part, les espèces colonisent soit les sols relativement humides, soit les sols plus secs. D'autre part, il existe certaines espèces qui occupent les sols intermédiaires comme les Baobabs (Sorg, *et al.* 2008).

I.5. CLIMAT : TEMPERATURE ET HUMIDITE

La région de Morondava présente un climat de type tropical sec constitué par deux saisons : une saison chaude et pluvieuse s'étendant de novembre à mars et une saison sèche qui dure sept à neuf mois, de mai à octobre (Ganzhorn, 1995 ; Sorg et Rhoner, 1996). La température annuelle moyenne à Morondava est de 24,7°C. Les moyennes des minimum et maximum sont 19°C et 30,7°C. Il est à noter que pendant la saison sèche, la température descend jusqu'à 4°C la nuit et remonte pendant la levée du jour. Le diagramme ombrothermique de Morondava montre que la saison la plus sèche se trouve entre mi-avril jusqu'à mi-novembre et la saison la plus humide s'étend du mi-décembre à mi-mars (figure 3).

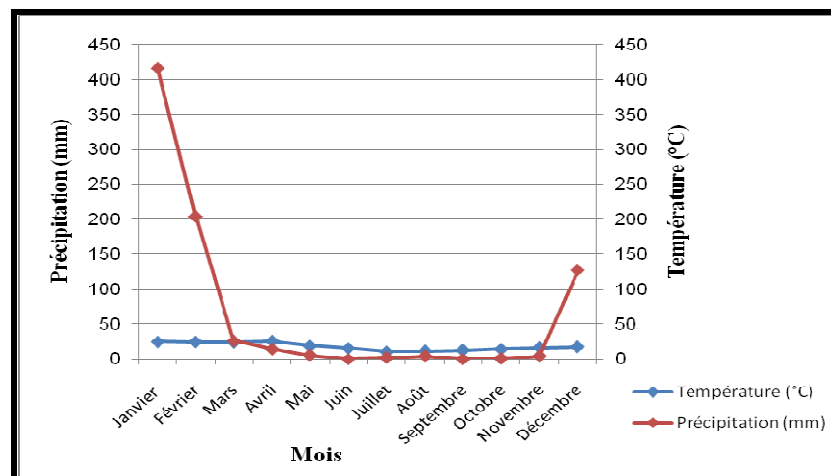


Figure 3. Courbe ombrothermique de la région de Morondava, données provenant de la Direction Générale de la Météorologie à Ampandrianomby (2005 à 2009)

II. MATERIELS ET METHODES

II.1. PRESENTATION DE *Propithecus verreauxi*

II.1.1. Position systématique

Cette espèce appartient à la classification suivante:

Règne	: ANIMAL
Embranchement	: VERTEBRES
Classe	: MAMMIFERES
Ordre	: PRIMATES
Sous-ordre	: LEMURIFORMES
Famille	: INDRIIDAE
Genre	: <i>Propithecus</i> (Benett, 1832)
Espèce	: <i>Propithecus verreauxi</i> (Grandidier, 1867)
Noms vernaculaires	: Propithèque de Verreaux, Sifaka

II.1.2. Morphologie externe

P. verreauxi est un lémurien diurne de grande taille (figure 4). Cette espèce présente un pelage long et épais avec prédominance de la couleur blanche. La tête et le cou sont de couleur marron sombre tandis que sa face et ses pattes sont noires. Elle mesure entre 90 à 110 cm et pèse 3 à 3,5 kg (Tattersall, 1982 ; Kappeler, 1991 ; Richard *et al.*, 2000, 2002). Il n'y a pas de dimorphisme sexuel évident chez cette espèce. Mais les mâles se différencient des femelles par la présence d'une bande marron rougeâtre dans la partie supérieure de la poitrine associée avec les glandes thoraciques.



Figure 4 : *Propithecus verreauxi* de la forêt de Kirindy
(Photo : RASAMY, J. 2009)

II.1.3. Reproduction

La maturité sexuelle des sifaka varie selon l'habitat. Dans la forêt épineuse de Beza Mahafaly, les femelles se reproduisent à six ans (Richard *et al.*, 2002). Et à Berenty, les femelles sont déjà avec des bébés à 3 ans (Jolly, 1966). En général, l'accouplement des sifaka se produit entre les mois de janvier et février. Dans la forêt de Kirindy, elle a lieu de janvier à mars (Kraus *et al.*, 1999). La période de gestation dure environ 162 à 170 jours après la conception (Richard, 2003). La mise bas des femelles se déroule du mois de juillet au mois de septembre avec un seul bébé sifaka à chaque portée. Après sa naissance, le petit est accroché au niveau du ventre de la femelle enlaçant avec ses deux bras la taille de celle-ci. Ensuite, il se place sur le dos de sa mère vers le troisième mois. Il sera complètement indépendant après l'âge de six mois (Jolly, 1966).

II.1.4. Régime alimentaire

Les propithèques ont un régime alimentaire folivore ou frugivore selon la disponibilité de la nourriture. Ils consomment en général les feuilles, les fleurs, les fruits, les gommes et les écorces des arbres pourris et ils ne boivent pas d'eau. Le régime alimentaire des sifaka varie selon les saisons. Durant la saison sèche, ils mangent en quantité importante des feuilles. La consommation des fruits est très élevée durant la saison de pluie (Richard, 1977). *Propithecus verreauxi* ne s'abreuve pas (Jolly, 1966) et récupère ses besoins en eau à partir de sa nourriture : feuille, fruit, écorce (Richard 1974b) et l'eau de la rosée sur les feuilles et les troncs d'arbre, d'après nos propres observations.

II.1.5. Vie sociale

P. verreauxi vit en groupe mixte de deux à 13 individus, la plupart des groupes comprennent quatre à huit membres. Les femelles semblent dominantes par rapport aux mâles. Elles restent généralement dans leur groupe natal tandis que les mâles quittent leurs groupes à l'âge de maturité sexuelle et peuvent visiter d'autres groupes (Richard *et al.*, 1991, 1993). Les mâles adultes marquent leur territoire avec les urines et les glandes situées au niveau de la poitrine.

II.1.6. Distribution géographique

La répartition géographique de *Propithecus verreauxi* se trouve dans la Région du Sud et Sud-Ouest de Madagascar. Elle est limitée au Nord par la Rivière de Tsiribihina jusqu'à Taolagnaro au Sud, dans le Parc National d'Andohahela (Parcelle de Mangatsiaka), La densité des populations varie selon le type de forêts (Mittermeier *et al.*, 2010).

II.1.7. Statut de conservation

P. verreauxi est classée comme espèce vulnérable (VU) dans la liste rouge de l'UICN (2010). Et comme tous les lémuriniens de Madagascar, cette espèce se trouve dans l'annexe I du statut CITES (Convention sur le Commerce International des Espèces de Faune et de Flore Sauvages Menacées d'Extinction).

II.1.8. Prédateurs

Les sifaka sont souvent victimes de la prédation de *Cryptoprocta ferox* et de *Polyboroides radiatus* (Rasoloarison *et al.*, 1995 ; Karpanty et Goodman, 1999). L'homme aussi reste un prédateur important pour ces espèces. Bien que la chasse à *P. verreauxi* est interdite pour plusieurs tribus de Madagascar comme les Antandroy et les Mahafaly, d'autres tribus comme les Sakalava et les immigrants de la Région Menabe pratiquent effectivement la chasse des sifaka (Goodman et Raselimanana, 2003 ; Goodmann *et al.*, 2004).

II.2. METHODOLOGIE SUR TERRAIN

L'étude des parasites intestinaux de *Propithecus verreauxi* se divise en deux parties, la première concerne la collecte des fèces sur terrain avec suivi des groupes avant et après la période de mise bas des femelles et la deuxième partie présente les études au laboratoire afin de déterminer les parasites.

Les travaux sur terrain se sont déroulés du 01 juin au 02 septembre 2009. Sept groupes de *Propithecus verreauxi* ont été suivis pour l'observation des comportements alimentaires et la collecte des échantillons de fèces pendant environ trois mois.

II.2.1. Etude du comportement

L'étude du comportement de ces animaux permet de voir s'il existe une éventuelle relation entre le comportement de chaque individu observé et le parasitisme intestinal.

1. Choix des groupes et des animaux focaux : mâle adulte et femelle prégnante

Dans la forêt de Kirindy, il existe neuf groupes marqués de *Propithecus verreauxi* dont sept, composés de quatre à huit individus chacun, ont été suivis car ils sont les plus habitués à la présence des humains et plus faciles à suivre. Chaque groupe est identifié par un

nom qui commence par les lettres de l'alphabet (B, C, E, F, F1, G et J). Tous les individus mâles et femelles constituants sont identifiés par un collier en nylon muni d'un pendentif et par une mini-radio qui est portée le plus souvent par une femelle adulte (figure 5). Les femelles prégnantes sont identifiées par observation à l'aide d'une paire de jumelles. Il faut noter que le groupe J présente deux femelles prégnantes durant la période d'étude.



Figure 5: *Propithecus verreauxi* marquée. (a) femelle avec un collier muni d'une mini-radio, (b) mâle avec un collier muni d'un pendentif.

(Photo : RASAMY, J. 2009)

2. Méthode du Radio-tracking

Cette technique est utilisée pour localiser la position des groupes et observer les comportements des animaux (comportement alimentaire, utilisation de l'habitat,...) tous les jours et au début de chaque observation. Un receveur comprenant une antenne de type Yagi, sur lequel des dispositifs permettent d'ajuster la fréquence à celle du transmetteur porté autour du cou de l'animal. Chaque groupe possède sa propre fréquence. Le receveur reçoit un signal "bip, bip, bip" dont le volume devient plus net au fur à mesure qu'on s'approche de l'animal. Ce qui permet de le repérer facilement.

3. Suivi des groupes et observation des comportements

Le suivi des groupes commence de 7h jusqu'à 10h30 pour la matinée et de 13h30 à 16h30 pour l'après-midi. En effet, les études effectuées antérieurement sur *P. verreuxi* ont montré que le rythme d'activité de cette espèce est souvent en fonction de la température (Raveloarisoa, 2000). Ainsi pendant l'hiver, aucun mouvement n'est observé avant 7h. Elle garde la position de repos nocturne en attendant qu'il fasse plus chaud. En plus, elle se repose généralement entre 10h et 14h et arrête très tôt ses activités vers 16h30. C'est ainsi que ces périodes ont été choisies pour les suivis.

La méthode d'observation continue et le "focal sampling" ont été adoptés (Altmann, 1974) pour avoir la durée des activités de chaque individu durant la période d'étude. Au niveau des groupes étudiés, existent deux animaux focaux (un mâle et une femelle prégnante), sauf pour le groupe J qui en possède trois puisqu'il y a eu deux femelles prégnantes et un mâle adulte. Chaque animal focal a été observé pendant une heure trente minutes qui est suivi immédiatement de l'observation du prochain animal focal du même groupe. L'heure à laquelle chaque activité débute et se termine est notée pour avoir la durée de chaque occurrence (Martin et Bateson, 1993). La même méthode a été utilisée avant et après la période de mise bas des femelles. Les activités suivantes sont prises en comptes pendant les observations : prise de nourritures ou alimentation, déplacement, repos et autres (grooming, jeux...).

- **Repos** : l'animal focal est inactif soit dans la position assise ou couchée. Il peut être endormi ou éveillé et peut avoir des contacts corporels avec d'autres individus du groupe ou seul.
- **Déplacement** : l'animal se déplace d'un arbre à un autre ou se déplace sur un même arbre.
- **Prise de nourriture ou alimentation** : elle commence à partir de la recherche de nourriture jusqu'à la prise de nourriture et la mastication.
- **Activités sociales** : jeux, toilettages,...

Les plantes consommées par l'animal focal ont été marquées et identifiées à partir de leurs noms vernaculaires avec l'aide des assistants locaux. Les espèces les plus consommées ont été obtenues par le nombre de fois où chaque animal focal se nourrit d'une telle ou telle espèce donnée durant la période d'étude. Leurs utilisations dans la pharmacopée ont été aussi notées. Les références utilisées dans la détermination des noms de chaque espèce et des familles correspondantes sont les travaux de Sorg *et al.* (1996) et de Andriambelo (2005). Ces auteurs ont travaillé sur les végétaux de Morondava et plus spécialement de la forêt de Kirindy en précisant les noms vernaculaires de chaque plante.

II.2.2. Collecte des crottes

Sur terrain, les fèces fraîches ont été collectées sur les animaux focaux de chaque groupe suivi (mâle adulte et femelle prégnante) et elles sont conservées dans du formol à 10%. Des échantillons de fèces fraîches ont été utilisées pour des essais de cultures selon la quantité collectée afin d'obtenir des stades œufs et des stades larvaires des parasites. Les tubes contenant les fèces portent le nom de l'animal, le groupe, le sexe, la date et l'heure de la défécation.

II.2.3. Préparation des coprocultures

Le but de la coproculture est de mettre en évidence les larves des parasites. La méthode adoptée est celle de Baermann. Elle consiste à faire éclore les œufs dans les fèces collectés pour obtenir des stades larvaires des parasites.

Ainsi, selon leur quantité, les fèces sont gardées humides pour que les œufs éclosent. Normalement, l'éclosion s'effectue rapidement (Zajac et Conboy, 2006). Mais chez les lémuriens, cet intervalle de temps n'est pas encore déterminé.

Mode opératoire

Pour réaliser cette technique, il est très important d'avoir des crottes fraîches.

- Mettre environ 2 à 5g de selles, bien enveloppées dans une compresse.
- Mettre en suspension la préparation dans une boîte pour prélèvement en plastique à demi-remplie d'eau distillée. La compresse est soutenue par deux bâtonnets.
- Laisser la préparation dans un endroit sombre pendant environ, 24h, 48h et 8 jours. Vérifier fréquemment la préparation et y ajouter de l'eau dans le cas où la quantité d'eau diminue par évaporation.
- Enlever la compresse contenant l'échantillon, et recueillir le liquide obtenu dans un tube à centrifuger après 24h, 48h et vers le huitième jour de culture. Ajouter du formol 10 % pour conserver la préparation à chaque stade. Les échantillons seront analysés par la suite au laboratoire pour détecter les larves obtenues.

II.3. METHODOLOGIE AU LABORATOIRE

Avant l'analyse des échantillons, une initiation sur les techniques de laboratoire en parasitologie a été effectuée à l'Institut Pasteur Madagascar pour l'analyse des crottes et pour la détermination des espèces de parasites pendant un mois. Cette formation a été dispensée dans

les laboratoires de l'Unité Paludisme, l'Unité Entomologie médicale, l'Unité Bilharziose et le Centre de Biologie Clinique (CBC).

Ensuite, l'analyse des échantillons collectés sur terrain a été réalisée au Laboratoire de Biologie des Populations Parasitaires (L. B. P. P.) au Département de Biologie Animale (D. B. A.), Université d'Antananarivo.

II.3.1. Analyse des crottes

Il existe plusieurs techniques pour l'analyse coprologique mais le plus couramment employé est la technique de concentration ou de sédimentation.

Les échantillons conservés dans du formol à 10% sont analysés au laboratoire en utilisant cette technique afin de dépister les parasites intestinaux des propithèques. Aucun examen direct des selles n'a pu être effectué sur terrain faute de temps et de matériels. Ainsi la méthode formol-éther ou formol-acétate d'éthyle a été adoptée. C'est la version modifiée de technique de sédimentation décrite par Ash et Orihel (1991).

La technique de concentration permet de mettre en évidence les œufs de vers, les larves et les kystes de protozoaires, à l'exception des formes végétatives de ceux-ci car elles ne peuvent être détectées qu'avec les selles fraîchement déféquées par les animaux.

1. Mode opératoire

Le résumé et les illustrations de la technique de sédimentation avec les matériels utilisés au laboratoire sont représentés dans les annexes I et II.

- Peser 1g de selle avec une balance de précision. A l'aide d'une baguette en verre, introduire 1g de selles dans un verre à pied contenant 5ml de formol à 10% et mélanger le tout afin d'obtenir une suspension homogène.
- Verser la suspension de matière fécale dans un tube à centrifuger.
- Rajouter du formol à 10% dans la suspension pour ajuster le volume total à 10 ml.
- Ajouter environ 3 ml d'acétate d'éthyle à la suspension et bien mélanger en bouchant le tube avec un caoutchouc et en agitant vigoureusement pendant une minute.
- Enlever le bouchon et mettre le tube dans la centrifugeuse. Equilibrer les tubes et centrifuger à 5000 tours pendant 5minutes.

- Après centrifugation, le contenu du tube présente quatre couches bien distinctes :
 - une couche étherée contenant l'acétate d'éthyle
 - une couche contenant les débris gras
 - une couche liquide contenant le formol située au milieu du tube
 - et au fond, le culot (figure 6)

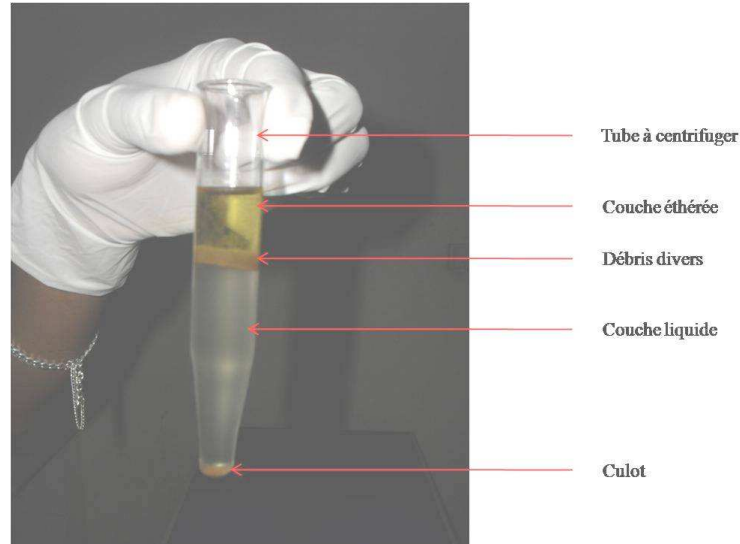


Figure 6. Résultat après centrifugation de la préparation

(Photo : RAMBELOSON R., 2010)

- Décoller doucement les débris gras à l'aide d'un bâtonnet applicateur et jeter en une seule fois les trois couches supérieures d'un mouvement rapide.
- Remettre le tube dans son support et laisser le liquide des parois descendre dans le culot.
- Mélanger le contenu final et prélever une ou deux gouttes de liquide avec une pipette Pasteur pour la déposer sur une lame porte-objet. Colorer avec une goutte de lugol à 1% dans la préparation pour une identification plus fiable des parasites et la recouvrir d'une lamelle couvre-objet.
- Examiner la préparation au microscope avec les objectifs x10, x40 et x100 pour la recherche d'œufs, de larves et des kystes.

2. Examen au microscope

Les lames nécessitent au microscope un examen systématique de façon à ce que tous les parasites présents sur la lame ne puissent échapper à l'observation. Le mode opératoire consiste à :

- Mettre au point la préparation avec l'objectif x10.

- Ensuite bien régler la lumière afin de pouvoir distinguer nettement les objets situés dans le champ microscopique.
- Déplacer la lame régulièrement de haut en bas ou d'avant en arrière.
- Examiner chaque champ microscopique soigneusement en variant la mise au point pour éviter de confondre les parasites avec les résidus d'origine alimentaire avant de passer au champ suivant.
- La plupart des œufs sont relativement de grande taille mais il existe des œufs plus petits nécessitant ainsi une observation au fort grossissement (x40) et l'augmentation de l'intensité de la lumière afin de voir plus de détails sur les parasites observés.

Remarque :

Une identification fiable et précise des parasites repose sur des prélèvements satisfaisants, une bonne préparation et une bonne conservation des réactifs, la mise en œuvre soignée des techniques appropriées et l'examen minutieux des préparations (OMS, 1993).

3. Description et identification des parasites

Les supports utilisés dans la détermination des espèces parasites sont les travaux de Smyth (1994), Leger *et al.* (1977), Irwin et Raharison (2008), Clough *et al.* (2009), Raharivololona (2006, 2009) et OMS (1993).

Trois groupes d'helminthes sont importants sur le plan médical : les nématodes, les cestodes et les trématodes. Les formes adultes des parasites sont rarement observées et ce sont les œufs qui servent d'identification dans la majorité des cas.

4. Identification des œufs et détermination des espèces

Pour identifier les espèces auxquelles les œufs appartiennent, plusieurs critères sont utilisés. Il est nécessaire d'observer la taille, la forme, le stade de développement, l'épaisseur de la paroi, sa couleur, et la présence de structures particulières ou des éléments caractéristiques.

➤ Dimensions

La longueur et la largeur des œufs sont mesurées à l'aide d'un micromètre oculaire adapté au microscope. Ces dimensions sont situées dans un intervalle précis.

➤ **Forme**

La forme des œufs varie selon l'espèce du parasite. Elle peut être ovale ou ovoïde, ou encore arrondie.

➤ **Epaisseur de la coque de l'œuf**

Selon l'espèce, la coque peut être épaisse (cas de *l'Ascaris*) ou mince (cas des ankylostomes).

➤ **Couleur**

Certains œufs sont incolores (cas des ankylostomes et *Enterobius*), d'autres sont jaunes ou bruns (cas de *l'Ascaris* ou *Trichuris*).

➤ La présence des éléments caractéristiques ou des ornements comme les opercules, les éperons, les petits crochets, les parois externes mamelonnées a été notée.

5. Comptage des œufs et larves

Dans chaque échantillon de fèces observées, le nombre des œufs et des larves a été noté afin de déterminer la prévalence des parasites, la richesse spécifique parasitaire et l'intensité parasitaire.

II.3.2. Analyse des cultures

Sur terrain, des échantillons de cultures ont été conservés avec du formol. La méthode utilisée pour l'analyse des cultures est la technique de Baermann. Ce test sert à isoler les larves des échantillons de fèces. Cette technique est la plus fréquemment employée pour le diagnostic des infestations parasitaires.

Mode opératoire :

- Centrifuger la préparation à 3000 tours pendant trois minutes.
- Jeter du tube l'excès de liquide.
- Prélever une ou deux gouttes de liquide avec une pipette Pasteur pour la déposer sur une lame porte-objet. Ajouter une goutte de lugol à 1% ou du lactophénol dans la préparation pour une identification plus fiable des parasites et la recouvrir d'une lamelle couvre-objet.
- Observation au microscope optique avec les objectifs x10 et x40.

II.4. ANALYSE DES DONNEES

Dans cette étude, trois paramètres peuvent être utilisés pour mesurer l'infection parasitaire dans un échantillon, ce sont la prévalence, la richesse spécifique parasitaire et l'intensité parasitaire.

II.4.1.Indices parasitaires

- **Calcul de la prévalence parasitaire**

La prévalence (ou taux de parasitisme) est le pourcentage du nombre d'individus parasités sur le nombre total d'individus testés (Margolis *et al.*, 1982).

$$\text{Prévalence} = \frac{\text{Nombre d'individus parasités}}{\text{Nombre d'individus testés}} \times 100$$

- **Richesse Spécifique Parasitaire**

C'est le nombre des différentes espèces de parasites observées dans tous les individus analysés (Margolis *et al.*, 1982).

- **Calcul de l'Intensité Parasitaire**

C'est le nombre d'individus d'une espèce de parasite dans chaque hôte infesté par gramme de fèces (Margolis *et al.*, 1982). L'intensité parasitaire moyenne est donc le nombre total des parasites pour une espèce donnée dans un individu hôte sur le nombre total d'individus infestés.

II.4.2. Analyses statistiques

Les méthodes paramétriques étudiées postulent implicitement la normalité des variables traitées. Mais en pratique, et en particulier dans le cas des petits échantillons, les histogrammes obtenus sont généralement très loin d'une distribution dite "normale", les tests "non-paramétriques" doivent être utilisés.

Il est à noter que les parasites intestinaux des propithèques mâles ont été comparés avec ceux des femelles avant et après la période de mise bas pour servir de référence aux résultats obtenus dans cette étude. Les analyses statistiques ont été faites sur le SPSS 17.0 et le Microsoft Office Excel 2007.

1. Test de Khi Deux (X^2)

Le Test khi deux est un test pour analyser plusieurs échantillons à variables nominales. Dans ce cas, les données doivent être représentées sous forme de tableau montrant les valeurs observées et les valeurs théoriques pour chaque catégorie de données. L'hypothèse nulle H_0 à tester est la suivante : les deux valeurs (observées et théoriques) ne diffèrent pas durant les deux périodes d'étude. Si la valeur de p est inférieure à 0,05 ($p < 0,05$), ce qui signifie qu'il existe une différence significative. Ainsi, H_0 est rejetée et l'hypothèse alternative H_1 (les valeurs observées et les valeurs théoriques sont différentes durant les deux périodes d'étude) est acceptée. Ce test est utilisé pour comparer :

- les prévalences parasitaires durant les deux périodes d'étude
- l'intensité parasitaire moyenne pour chaque espèce de parasite durant les deux périodes
- et la durée des activités de *P. verreauxi* suivant les sexes durant les deux périodes

Le degré de liberté ou ddl se calcule par la formule suivante :

$$\text{ddl} = (l-1) \times (c-1)$$

Avec l : nombre de ligne et c : nombre de colonne

2. Test de Wilcoxon

Le test de Wilcoxon, un test non-paramétrique, est une adaptation à la comparaison de deux moyennes, pour deux échantillons appariés. Il calcule les différences (positives et négatives), le traduit en rang, puis compare la distribution de la somme des rangs pour les deux échantillons, et estime la différence observée. Ce test est utilisé pour déterminer la différence entre :

- le nombre de parasites chez les mâles avant et après la mise bas
- et le nombre de parasites chez les femelles avant et après la mise bas.

Pour une valeur de p inférieure ou égale à 0,05 ($p \leq 0,05$) les tests sont considérés comme significatifs. L'hypothèse nulle H_0 est rejetée, par contre l'hypothèse alternative H_1 est retenue.

H_0 : le nombre de parasites est le même avant et après la mise bas.

H_1 : le nombre de parasites est différent avant et après la mise bas.

2. Test de Mann Whitney U

Le test de Mann Whitney est un test non-paramétrique avec deux échantillons indépendants. Il peut être utilisé pour comparer deux groupes, le seuil de signification est $p = 0,05$. Dans le cas où la valeur de p est inférieure ou égale à $0,05$ ($p \leq 0,05$), les tests sont considérés comme significatifs (Dytham, 2003). Si le test n'est pas significatif, l'hypothèse nulle H_0 est acceptée. Dans le cas contraire, H_0 est rejetée et l'hypothèse alternative H_1 est retenue.

H_0 : les valeurs observées sont les mêmes pour les deux groupes

H_1 : les valeurs observées sont différentes pour les deux groupes

Les comparaisons suivantes ont été faites avec ce test :

- Comparaison entre les deux types d'œufs des parasites observés
- Comparaison entre le nombre de parasites chez les mâles et les femelles avant la mise bas
- Comparaison entre le nombre de parasites chez les mâles et les femelles après la mise bas

III. RESULTATS

Dans cette partie seront traités les résultats concernant les comportements de *P. verreauxi* durant les deux périodes d'étude et sur ses parasites intestinaux.

III.1. COMPOSITION DES GROUPES DE *P. verreauxi*

Sept groupes de *P. verreauxi* ont été suivis durant les observations des comportements. Le tableau I en montre la composition.

Tableau I. Composition des groupes suivis et animaux focaux

Groupe	Nom	Sexe	Période de mise bas
B	Colonia*	femelle	17 au 21 Juillet 2009
	Koblenz	mâle	
	Bonn*	mâle	
	Kassel	mâle	
	Mainz	mâle	
	Gotha	femelle	
C	Beroboka*	femelle	Pas de naissance
	Bochum*	mâle	
	Behara	femelle	
	Marojejy	mâle	
E	Harvey*	mâle	22 juillet 2009
	Rosa*	femelle	
	Albury	mâle	
	Sissy	femelle	
	Melbourne	mâle	
	Augusta	femelle	
	Brisbane	mâle	
F	Omaha*	femelle	09 Juillet 2009
	Juneau*	mâle	
	Francisco	mâle	
	Helena	femelle	
F1	Savannah*	femelle	04 Juillet 2009
	Lincoln	mâle	
	Texas	mâle	
	Vermont*	mâle	
	Kansas	mâle	
G	Niagara*	femelle	31 juillet au 03 Août 2009
	Montréal	mâle	
	Neuss*	mâle	
	Dawson	mâle	

Groupe	Nom	Sexe	Période de mise bas
J	Urawa*	femelle	18-23 Juillet 2009
	Yokohama*	femelle	
	Juarez*	mâle	
	Toshida	mâle	
	Tetsuro	mâle	
	Knuta	femelle	
	Honshu	mâle	
	Kyushu	mâle	

*: Animaux focaux par groupe

Le nombre d'individus par groupe varie de quatre à huit. Chaque groupe est composé par une ou deux femelles et plusieurs mâles (deux à cinq). Deux animaux focaux (mâle et femelle adultes) ont été choisis sauf pour le groupe J qui possède deux femelles prégnantes. Au total, il y a 15 individus focaux. En général, les femelles ont donné naissance pendant le mois de juillet 2009, sauf pour le groupe C qui n'a pas eu de jeune l'année 2009. Les jours de la naissance des jeunes sont déterminés pour les groupes E, F et F1. Pour les autres groupes (B, G et J), la date de mise bas n'est pas connue d'une manière exacte parce qu'elle a coïncidé avec les suivis d'autres groupes. Ainsi, les naissances des jeunes sont représentées sous forme d'intervalle de dates.

III .2. COMPORTEMENT GLOBAL

Les observations des comportements qui pourraient avoir des relations avec le parasitisme de *P.verreauxi* se sont effectuées avant et après la naissance des jeunes propithèques dans chaque groupe.

III.2.1.Durée journalière de chaque type d'activités (exprimée en %)

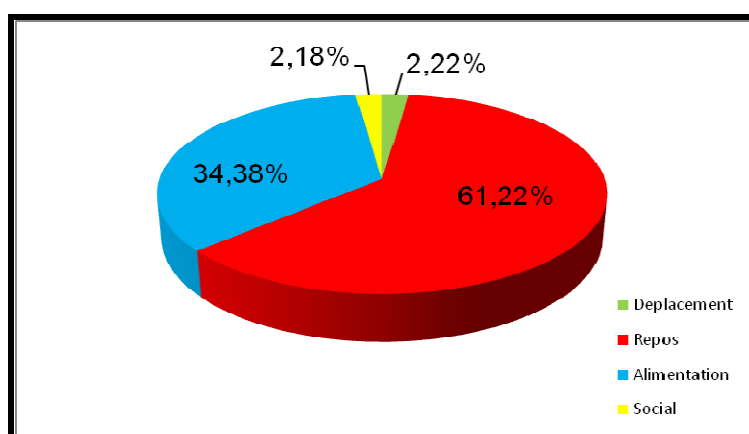


Figure 7. Durée journalière du temps consacré à chaque type d'activités durant les périodes d'étude, exprimé en pourcentage

Chaque animal focal a été suivi durant 12 heures pendant la période d'étude. Au total, 180 heures d'observations ont été entreprises sur les sept groupes suivis. La figure 7 montre les pourcentages de la durée de chaque activité pendant une journée. Les plus dominantes sont les activités de repos (61,22%) et d'alimentation (34,38%). Ces pourcentages sont basés sur les durées moyennes des activités obtenues pour chaque animal focal. Cela signifie que les propithèques passent la majorité de leur temps à se reposer et à se nourrir.

III.2.2. Durée des activités suivant les sexes durant les deux périodes d'étude

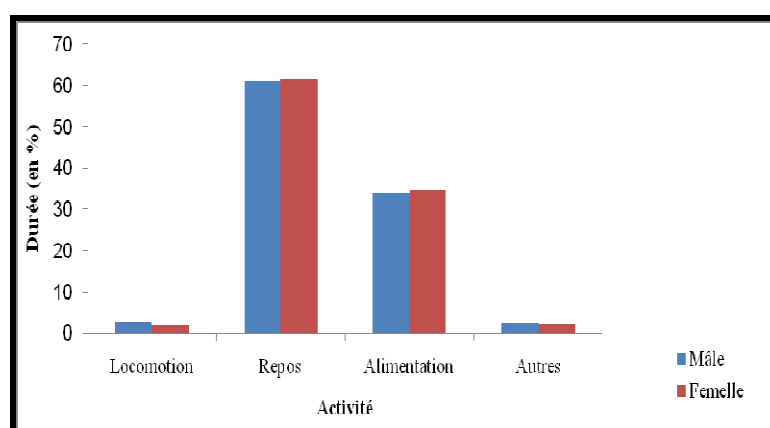


Figure 8. Durée de chaque activité durant les périodes d'étude chez les mâles et les femelles (exprimée en %)

La durée de chaque activité de *P. verreauxi* est représentée sur la figure 8. Le repos et l'alimentation sont les activités les plus importantes en terme de durée avant et après la période de mise bas aussi bien pour les mâles que femelles. D'après les résultats statistiques ($X^2 = 0,15$; $p = 0,98 > 0,05$ et $ddl = 3$), il n'existe pas de différence très nette entre les sexes sur le comportement de ces animaux. La durée de chaque activité est identique pour les deux sexes.

III.2.3. Plantes consommées

Environ 48 espèces de plantes appartenant à 28 différentes familles ont été consommées par *P. verreauxi* durant les périodes d'étude dont les plus représentées sont les familles de FABACEAE (quatre espèces), COMBRETACEAE (trois espèces), EBENACEAE (cinq espèces), EUPHORBIACEAE (cinq espèces) (voir Tableau II). Mais, les plantes les plus consommées sont : *Baudouinia fluggeiformis*, *Tamarindus indica*, *Diospyros greveana*, *Diospyros perrieri*, *Anacolosia pervilleana*, *Vanilla decaryana*, *Colubrina decipiens*, *Rothmania tropophylla* et *Stadmannia oppositifolia* (annexe III).

Les sifaka mangent les feuilles, fruits, fleurs, bourgeons et écorces de ces plantes. La majorité des parties consommées est constituée essentiellement par des feuilles. Les propriétés pharmaceutiques de certaines plantes citées dans l'annexe IV ont été tirées des travaux de Perinet et Meyer (1957) et sur les enquêtes ethnobotaniques de la CNARP (Centre National de Recherches Appliquées en Pharmaceutiques).

Tableau II. Liste des plantes consommées par *P. verreuxi*

Famille	Espèce	Nom vernaculaire	Partie consommée
AGAVACEAE	<i>Dracaena</i> sp.	tavy	Fe
ANACARNACEAE	<i>Poupartia sylvatica</i>	sakoambanditra	Fe
ANNONACEAE	<i>Uvaria manjansis</i>	malainarety	Fe
APOCYNACEAE	<i>Mascarenhasia arborescens</i>	kidroa	Fe
BIGNONIACEA	<i>Fernandoa</i> sp	somtsohy	Fl
	<i>Phyllarthron articulatum</i>	tohiravina	Fe
BOMBACACEAE	<i>Adansonia rubrostipa</i>	baobab	B
BURSERACEAE	<i>Commiphora</i>	arofy	B
FABACEAE	<i>Cordyla madagascariensis</i>	anarakara	Fe, Fr
	<i>Baudouinia fluggeiformis</i> *	manjakabenitany	Fe, P
	<i>Tamarindus indica</i> *	kily	Fe, Fr
	<i>Dalbergia</i> sp.	magnary	Fe
COMBRETACEAE	<i>Poivrea coccinea</i>	tamenaky	Ti
	<i>Terminalia tricristata</i>	taly	Fe
	<i>Terminalia boivinii</i>	amaninomby	Fe
EBENACEA	<i>Dyospyros perrieri</i>	lopingo	Fe
	<i>Dyospyros greveana</i> *	lopingo pte	Fe
	<i>Dyospyros perrieri</i> *	maintyfotoatra	Fe
	<i>Dyospyros sakalavarum</i>	vomea	Fr
	<i>Dyospyros intricata</i>	mandravasarotra	Fe
EUPHORBIACEAE	<i>Drypetes</i> sp.	hazontsifaky	Fe
	<i>Securinea perrieri</i>	hazomena	Fe
	<i>Securinea seyrigii</i>	anatsiko	E
	<i>Euphorbia tirucali</i>	laro	Ti
	<i>Phyllanthus argyrodaphne</i>	hazo mahajanga	Fe
LECYTHIDACEAE	<i>Foetidia asymetrica</i>	menambaho	Fe
	<i>Foetidia retusa</i>	namologna	Fe
MELIACEAE	<i>Grewia cyclea</i> Baillon	latabarika	Fe
	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	saryhompy	Fr
MIMOSACEAE	<i>Albizia</i> sp.	tsingena	Fe
	<i>Albizia jaubertiana</i>	mendoravy	Fe

Tableau II. Liste des plantes consommées par *P. verreuxi* (suite)

Famille	Espèce	Nom vernaculaire	Partie consommée
OCHNACEAE	<i>Diporidium ciliatum</i>	boramena	Fe
OLEACEAE	<i>Anacolosa pervilleana</i> *	tanjaka	Fe, Fr
	<i>Noronhia allezettei</i>	tsivoaninombozo	Fe
ORCHIDACEAE	<i>Vanilla decaryana</i> *	vahy (liane)	Ti
PTAEROXYLACEAE	<i>Cedrelopsis greveii</i>	katrafay	Fe
	<i>Cedrelopsis microfoliolata</i>	mantora	Fe
RHAMNACEAE	<i>Berchemia discolor</i>	tsiandala	Fe
	<i>Colubrina decipiens</i> *	tratramborondreo	Fe, B
RUBIACEAE	<i>Breonia perrieri</i> Homolle	valotsy	Fr
	<i>Rothmania tropophylla</i> *	piropitsokala	Fe, Fr
RUTACEAE	<i>Vepris sp.</i>	ampoly	Fe
SAPOTACEAE	<i>Capurodendron rubrocostatum</i>	kirinono	Fe
STRYCHNACEAE	<i>Struchnos decussata</i>	hazomby	Fe
SAPINDACEAE	<i>Stadmannia oppositifolia</i> *	tsilaiby	Fe
SAPOTACEAE	<i>Capurodendron perrieri</i>	nato	Fe
SUMARIBACEAE	<i>Perriera madagascariensis</i>	kirondro	Fe
TILIACEAE	<i>Grewia sp.</i>	valondrano	Fe

Fe : feuille ; Fr : fruit ; Fl : fleur ; Ti : tige ; E : écorce ; P : pétiole ; B : bourgeons; * : plantes les plus consommées.

Sources : Andriambelo, 2005 ; Sorg *et al.*, 1996.

III.3. ECHANTILLONS DE FECES COLLECTES

Au total, 205 échantillons ont été collectés sur les animaux focaux (annexe V). Mais pour uniformiser le nombre de fèces analysés par individu, 120 échantillons ont été analysés sur les sept groupes de *P. verreuxi* dont 60 échantillons obtenus avant et 60 échantillons après la période de mise bas des femelles (huit échantillons par individu).

Tableau III. Nombre d'échantillons collectés pour les deux sexes avant et après la mise bas

Périodes	Femelles	Mâles	Totaux
Avant	32	28	60
Après	32	28	60
Totaux	64	56	120

III.4. PARASITES INTESTINAUX INVENTORIES

Les 120 échantillons ont été tous analysés pour la recherche des parasites intestinaux.

III.4.1. Richesse spécifique parasitaire

Après l'analyse au laboratoire, deux types d'œufs et une larve sont présents dans les échantillons collectés. En comparant les paramètres morphologiques des deux types d'œufs les résultats statistiques suivants ont été obtenus (annexe VI).

Selon le test de Mann Whitney ($U = 51,00$; $p = 0 < 0,05$; $N_1 = 176$ et $N_2 = 51$), la valeur du seuil de signification p est inférieure à 0,05 pour la longueur des œufs. L'hypothèse nulle (H_0) est rejetée et l'hypothèse alternative H_1 est acceptée. Il existe donc une différence significative au niveau de la longueur des deux types d'œufs. Au contraire, la largeur ne présente pas de différence ($U = 4055,00$; $p = 0,28 > 0,05$; $N_1 = 176$ et $N_2 = 51$).

En se basant sur la différence au niveau de la morphologie externe (forme et couleur de l'œuf) et des dimensions des deux types d'œufs observés, l'analyse statistique a permis de confirmer qu'il s'agit de deux espèces différentes. Donc trois espèces de parasites sont présentes dans les échantillons collectés. Ce sont *Pararhabdonema* sp., *Trichostrongylus* sp. et *Strongyloides* sp..

III.4.2. Position systématique et description des parasites rencontrés

Les références utilisées pour la détermination et la classification de chaque espèce sont Leger *et al.* (1977), Raharivololona (2006) et Irwin et Raharison (2009).

1 .*Pararhabdonema* sp.

Ce parasite appartient à la classification suivante :

Règne	: ANIMAL
Embranchement	: NEMATHELMINTHES
Classe	: NEMATODES
Ordre	: STRONGYLIDA
Famille	: TRICHOSTRONGYLIDAE
Genre	: <i>Pararhabdonema</i>

➤ Description

L'œuf de *Pararhabdonema* sp. est de forme ovoïde dont les deux pôles sont symétriques. Il est entouré par une paroi assez mince avec un embryon polysegmenté qui n'est autre qu'une morula de plus de 16 blastomères. Il mesure environ 55 à 78µm sur 35 à 45µm avec (N = 176) (figure 9).

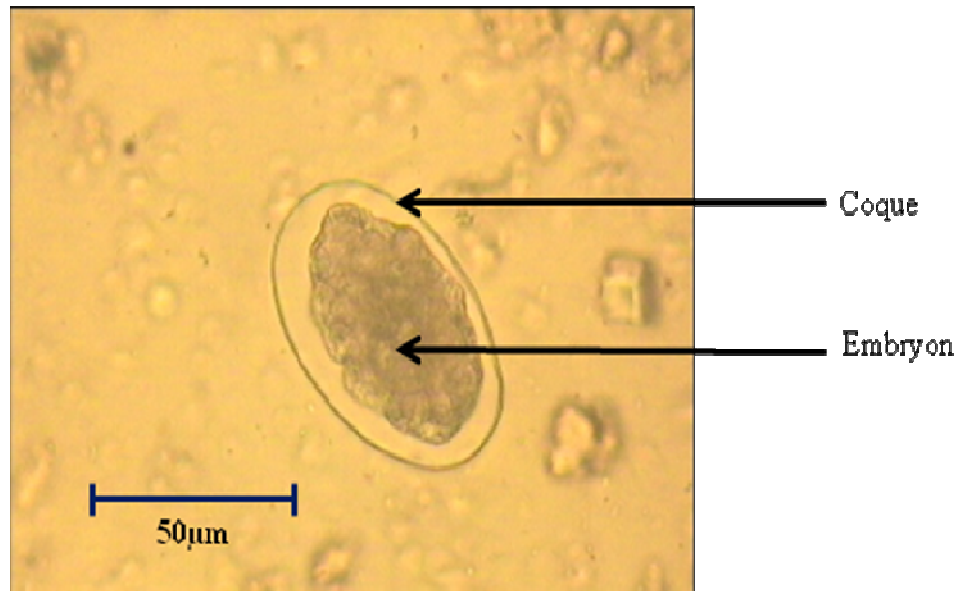


Figure 9. Œuf de *Pararhabdonema* sp. (grossissement 400x)

(Photo: RAMBELOSON. R, 2010)

2. *Trichostrongylus* sp.

Ce parasite appartient à la classification suivante :

Règne	: ANIMAL
Embranchement	: NEMATHELMINTHES
Classe	: NEMATODES
Ordre	: STRONGYLIDA
Famille	: TRICHOSTRONGYLIDAE
Genre	: <i>Trichostrongylus</i>

➤ Description

L'analyse des crottes a permis d'observer des œufs de *Trichostrongylus* sp, de forme ovale et assez allongée, les deux cotés sont légèrement asymétriques. La coque est mince et lisse avec à l'intérieur un embryon occupant presque tout l'œuf. De couleur transparent et hyalin, ils mesurent environ 80 à 92 µm de long sur 38 à 48 µm de large (N = 51) (figure 10).

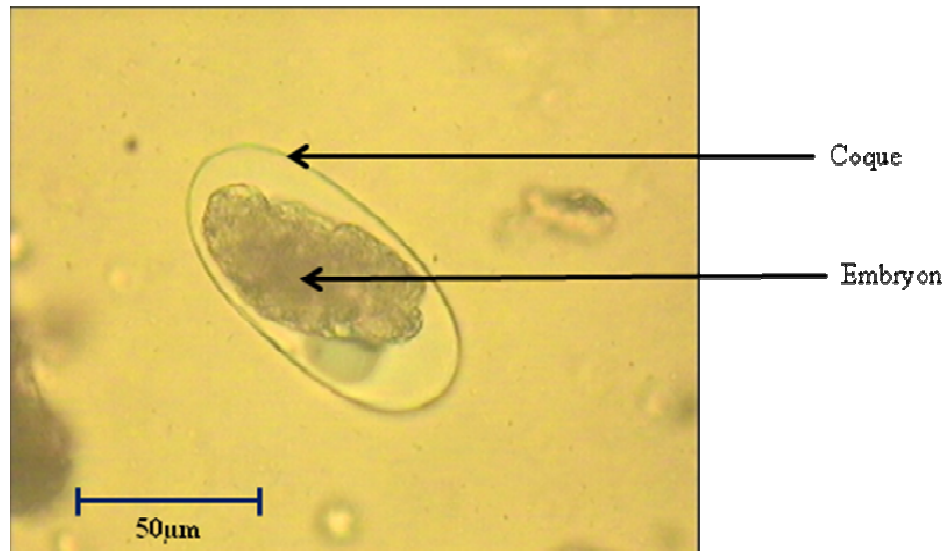


Figure 10. Œuf de *Trichostrongylus* sp. (grossissement 400x)
(Photo: RAMBELOSON R., 2010)

En bref, les œufs observés possèdent les caractéristiques générales des œufs de STRONGYLIDA, sans ornements et avec ou sans embryon vermiforme, ils sont régulièrement ovoïdes, rarement ellipsoïdes, la coque est lisse et mince.

3. *Strongyloides* sp.

Ce parasite appartient au :

Règne : ANIMAL
Embranchement : NEMATHELMINTHES
Classe : NEMATODES
Ordre : RHABDITIDA
Famille : STRONGYLOIDIDAE
Genre : *Strongyloides*

➤ Description

Aucun œuf de ce nématode n'a pu être observé durant les analyses au laboratoire. Mais ce parasite a été identifié à partir des larves contenues dans les fèces collectées.

Il s'agit de larves rhabditoïdes (figure 11). C'est la forme habituelle d'élimination dans les selles de *Strongyloides*. Ces larves mesurent entre 250 à 300 μm sur 15μm (N = 16). Au niveau de la morphologie, elles présentent une cavité buccale assez courte (3 à 5 μm) et une extrémité postérieure courte. Par ailleurs, il existe aussi une ébauche génitale (masse réfringente située vers la moitié du corps), grosse et bien nette.

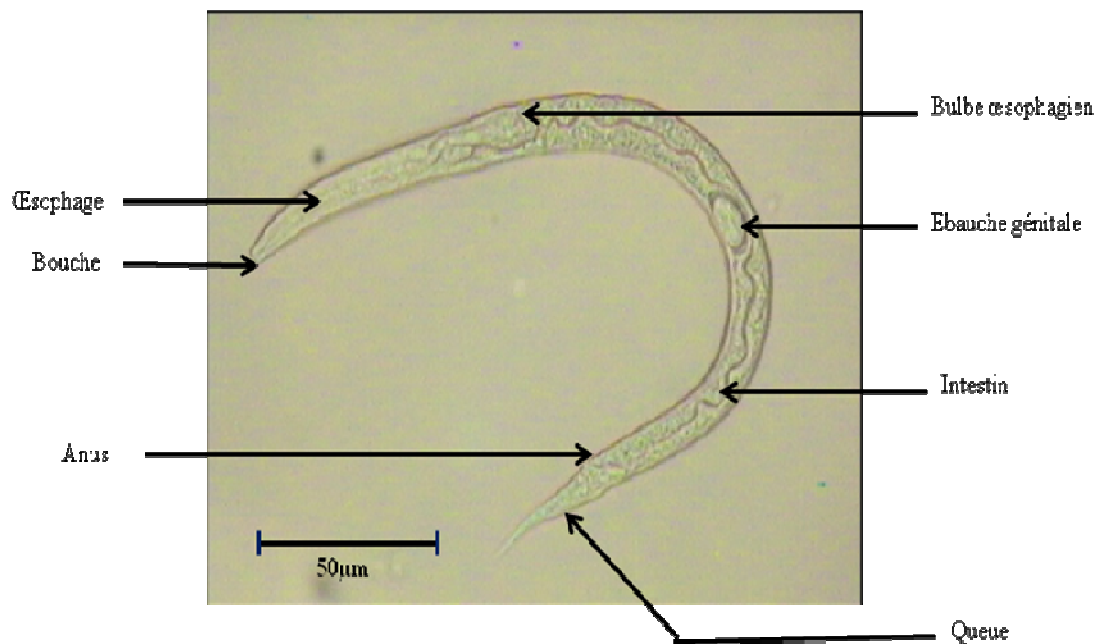


Figure 11. Larve rhabditoïde de *Strongyloides* sp. (grossissement 400x)
(Photo : RAMBELOSON R., 2010)

III.4.3. Infestation globale de *Propithecus verreauxi* des sept groupes

Les résultats sur l'infestation globale de ces animaux focaux durant les deux périodes sont présentés dans les paragraphes qui suivent.

1. Avant la période de mise bas des femelles

Le tableau IV montre que les 14 individus testés présentent au moins une espèce de parasites intestinaux sauf pour les mâles du groupe E et F qui n'ont aucun parasite. Parmi ces sept groupes, *Pararhabdonema* sp. est le plus dominant chez les tous individus parasités. Cinq femelles et un mâle sont infestés par *Trichostrongylus* sp.. *Strongyloides* sp. est présente dans les groupes B, C, E et J parmi lesquels cinq individus sont parasités (quatre femelles et un mâle). Mais cette espèce n'est pas recensée dans les groupes F, F1 et G.

Tableau IV. Liste des parasites collectés chez les sept groupes étudiés avant la mise bas des femelles (N = 15)

Groupe	Nom	Sexe	Parasites collectés		
			parasite 1	parasite 2	parasite 3
B	COLONIA	f	+	-	+
	BONN	m	+	-	-
E	ROSA	f	+	+	+
	HARVEY	m	-	-	-
F	OMAHA	f	+	-	-
	JUNEAU	m	-	-	-
F1	SAVANNAH	f	+	-	-
	VERMONT	m	+	+	-
G	NIAGARA	f	+	+	-
	NEUSS	m	+	-	-
J	URAWA	f	+	-	+
	YOKOHAMA	f	+	+	-
	JUAREZ	m	+	-	-
C	BEROBOKA	f	+	+	+
	BOCHUM	m	+	+	+

Parasite 1 : *Pararhabdonema* sp., Parasite 2 : *Trichostrongylus* sp., Parasite 3 : *Strongyloides* sp.,

(+) : présence, (-) : absence, m : mâle et f : femelle

2. Après la période de mise bas des femelles

Tableau V. Liste des parasites collectés chez les sept groupes étudiés après la mise bas des femelles (N = 15)

Groupe	Nom	Sexe	Parasites collectés		
			parasite 1	parasite 2	parasite 3
B	COLONIA	f	+	+	-
	BONN	m	+	+	-
E	ROSA	f	-	+	-
	HARVEY	m	-	-	-
F	OMAHA	f	+	+	-
	JUNEAU	m	+	+	-
F1	SAVANNAH	f	+	-	-
	VERMONT	m	+	-	-
G	NIAGARA	f	+	+	-
	NEUSS	m	+	-	-
J	URAWA	f	+	+	+
	YOKOHAMA	f	+	+	-
	JUAREZ	m	+	+	-
C	BEROBOKA	f	+	+	-
	BOCHUM	m	+	+	-

Parasite 1 : *Pararhabdonema* sp., Parasite 2 : *Trichostrongylus* sp., Parasite 3 : *Strongyloides*

sp., (+) : présence, (-) : absence, m : mâle et f : femelle.

D'après le tableau V, la majorité des groupes de propithèques dans cette forêt présente au moins une espèce de parasite (*Pararhabdonema* sp. et/ou *Trichostrongylus* sp.) sauf pour le groupe E qui a seulement une espèce de parasite (*Trichostrongylus* sp.). Il est à noter que *Strongyloides* sp. n'a été observée que dans le groupe J. Le mâle du groupe E n'est infesté par aucun parasite après la mise bas des femelles.

En considérant l'ensemble des deux tableaux (IV et V), les individus parasités par *Strongyloides* sp. est faible durant les deux périodes. Les résultats sur le polyparasitisme observé chez ces animaux seront abordés au paragraphe III.4.7.

III.4.4. Proportion d'individus parasités selon les sexes

1. Avant la mise bas des femelles

Rappelons qu'au total, 15 individus ont été testés pour la recherche des parasites intestinaux avant la période de mise bas des femelles. Le diagramme ci-dessous montre que toutes les femelles sont parasitées (100%), environ 72% des mâles sont parasités et 28% non-parasités (figure 12).

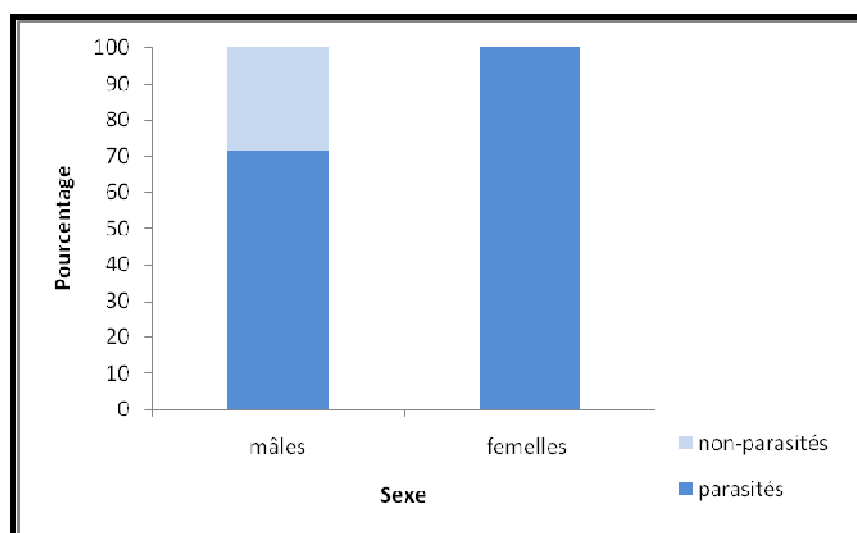


Figure 12. Pourcentages des individus parasités et non-parasités selon le sexe avant la mise bas des femelles (N = 15)

2. Après la mise bas des femelles

Comme pour la période avant la mise bas, 100% des femelles sont parasitées. Par contre pour les mâles, 85% sont parasités et seulement 15% sont non parasités (figure 13).

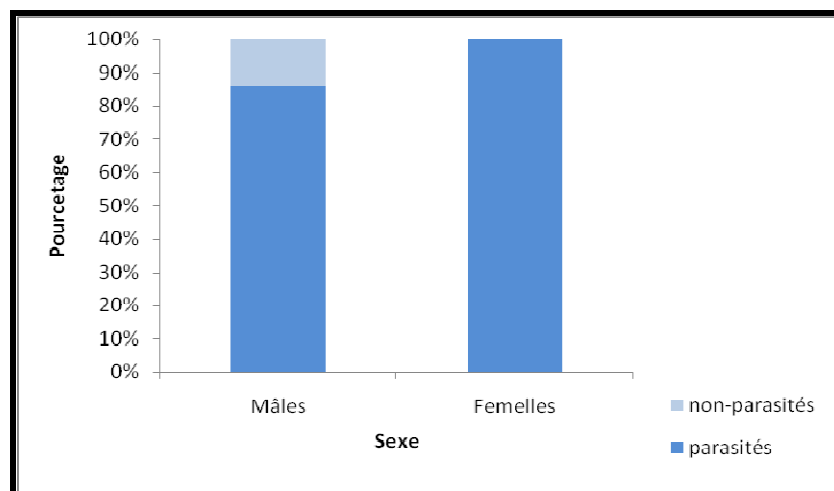


Figure 13. Pourcentages des individus parasités et non-parasités selon le sexe après la mise bas des femelles (N = 15)

III.4.5. Prévalence parasitaire

1. Prévalence parasitaire globale

Sur les 120 échantillons analysés, 88 renfermaient au moins une espèce d'helminthe, ce qui porte la prévalence globale des helminthoses digestives de ces animaux à 93,33 %. Pour chaque parasite recensé, les prévalences parasitaires les plus dominantes sont celles de *Pararhabdonema* sp. et *Trichostrongylus* sp. (60,83% et 34,17%). Par contre, celle de *Strongyloides* sp. est plutôt faible (5%) (figure 14).

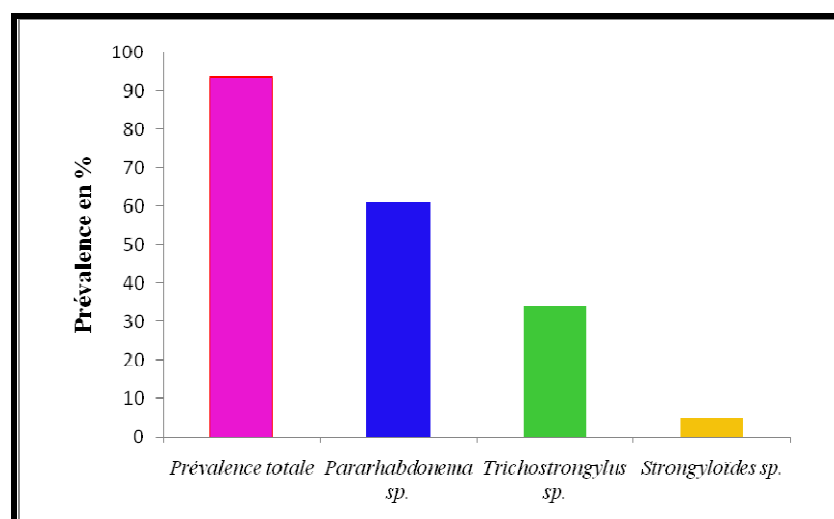


Figure 14. Prévalence parasitaire globale et par espèce de parasites

2. Prévalences parasitaires durant les deux périodes d'étude

Avant la période de mise bas des femelles, 13 individus sont positifs parmi les 15 propithèques, soit une prévalence de 87%. La prévalence de chaque parasite recensé est 86,67% pour *Pararhabdonema* sp., 40% pour *Trichostrongylus* sp. et 33,33% pour *Strongyloides* sp. (Tableau VI).

Après la période de mise bas des femelles, 14 individus sont positifs parmi les 15 animaux testés, soit une prévalence de 93%. Pour les trois espèces de parasites recensées, les prévalences sont les suivantes : *Pararhabdonema* sp. (86,67%), *Trichostrongylus* sp. (73,33%) et *Strongyloides* sp. (6,67%) (Tableau VI).

Concernant les analyses statistiques, les prévalences parasitaires avant et après la mise bas ne présentent aucune différence significative ($X^2 = 0,37$; $p = 0,54 > 0,05$ et ddl = 1). La prévalence de *Pararhabdonema* sp. ($X^2 = 0$; $p = 1 > 0,05$ et ddl = 1) et celle de *Strongyloides* sp. ($X^2 = 3,2$; $p = 0,06 > 0,05$) sont les mêmes durant les deux périodes d'étude. Par contre pour *Trichostrongylus* sp., les valeurs de la prévalence sont statistiquement différentes avant et après la mise bas ($X^2 = 5,77$; $p = 0,01 < 0,05$ et ddl = 1).

Tableau VI. Prévalence parasitaire pour les deux périodes d'échantillonnages (avant et après la mise bas des femelles)

	Période de mise bas des femelles	
	Avant	Après
Individus testés	15	15
Individus parasités	13	14
Prévalence parasitaire (%)	87	93
Prévalence de <i>Pararhabdonema</i> sp. (%)	86,67	86,67
Prévalence de <i>Trichostrongylus</i> sp. (%)	40	73,33
Prévalence de <i>Strongyloides</i> sp. (%)	33,33	6,67

III.4.6. Intensité parasitaire moyenne

Les valeurs de l'intensité parasitaire par individu par gramme de fèces sont représentées dans les annexes VII et VIII.

L'intensité parasitaire moyenne pour chaque espèce de parasite durant les deux périodes est représentée dans le tableau VII. En général, les valeurs observées sont plutôt faible pour *Pararhabdonema* sp., *Trichostrongylus* sp. et *Strongyloides* sp.. Mais,

Pararhabdonema sp possède une intensité parasitaire plus élevée par rapport aux deux autres parasites. Statistiquement, il n'y a pas de différences significatives entre les deux périodes ($X^2 = 0,55$, $p = 0,75 > 0,05$ et $ddl = 2$).

Tableau VII. Intensité Parasitaire moyenne pour chaque espèce de parasite avant et après la mise bas

	Intensité Parasitaire moyenne	
	Avant la mise bas	Après la mise bas
<i>Pararhabdonema</i> sp.	1,23	2,19
<i>Trichostrongylus</i> sp.	0,54	0,81
<i>Strongyloides</i> sp.	0,81	0,25

III.4.7. Etude du polyparasitisme

Le polyparasitisme chez les propithèques est assez peu fréquent. Selon la figure 15 sur les 15 individus testés, 80 % des individus présentent un polyparasitisme. 10 individus hébergent deux espèces de parasites distinctes (67 % des individus testés) et deux seulement en hébergent trois (13% des individus testés).

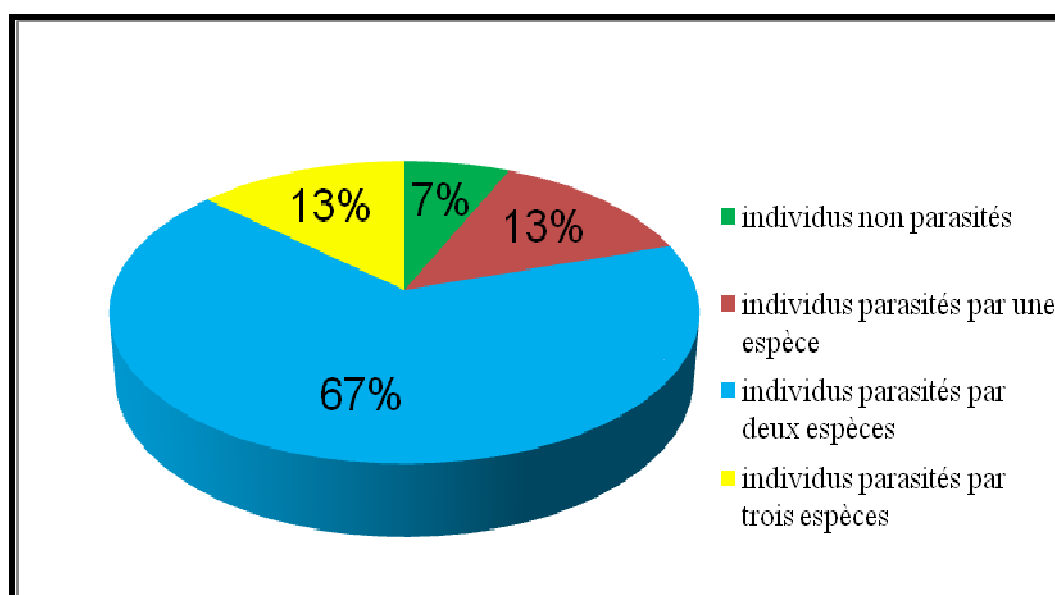


Figure 15. Pourcentages des cas de parasitisme sur l'ensemble des animaux testés (absence de parasites, monoparasitisme et polyparasitisme)

III.4.8. Comparaison du nombre des parasites suivant les sexes chez *P. verreauxi*

Rappelons que huit grammes de fèces par individus ont été analysées durant les périodes d'étude (4g avant et 4g après la mise bas).

1. Nombre des parasites chez les femelles avant et après la période de mise bas

En général, le nombre des parasites des femelles augmente après la période de mise bas sauf pour les groupes E, F1 et C. Les valeurs maximales se trouvent chez les groupes B et J (30 et 20) et les valeurs minimales sont chez les groupes E et F1 (1 et 2). Avant la période de mise bas, les groupes G, J et C ont presque le même nombre de parasites. Ce nombre est plutôt élevé par rapport aux groupes B, E, F et F1 et varie de un à cinq parasites (figure 16, annexe IX).

Le Test de Wilcoxon a été utilisé pour comparer le nombre des parasites chez les femelles avant et après la période de mise bas. Le résultat de ce test est présenté dans l'annexe X ($z = -1,47$; $p = 0,14$ et $N = 8$). La valeur de p est supérieure à 0,05 ($p > 0,05$). L'hypothèse nulle (H_0) est acceptée. Donc, il n'y a pas de différence significative sur le nombre de parasites infestant les femelles avant et après la mise bas.

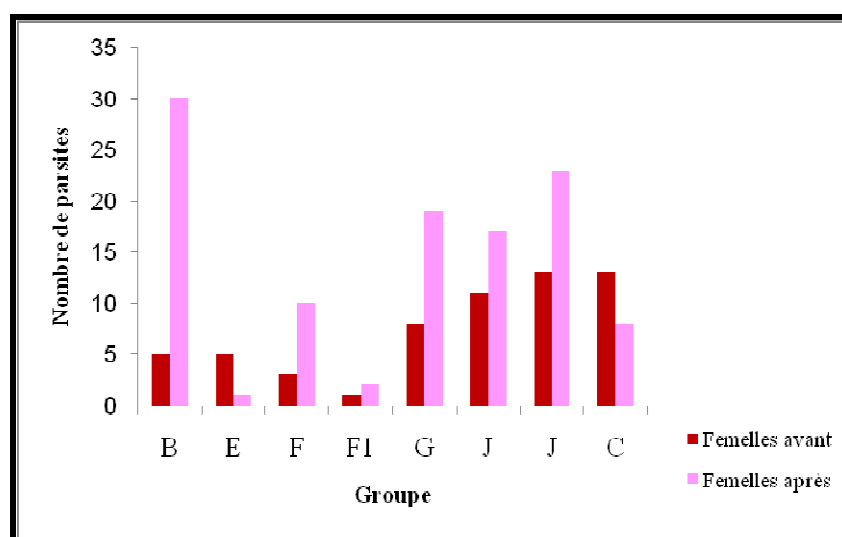


Figure 16. Nombre des parasites chez les femelles avant et après la mise bas

Femelles avant : représentent nombre des parasites chez les femelles avant la mise bas dans les sept groupes.

Femelles après : représentent nombre des parasites chez les femelles après la mise bas dans les sept groupes.

2. Nombre des parasites chez les mâles avant et après la période de mise bas

Chez les mâles, le nombre des parasites est presque identique avant et après la mise bas dans les trois groupes (B, F et C). Pour les groupes G et J, les parasites des mâles sont élevés après la mise bas des femelles. Par contre dans le groupe F1, le parasitisme des mâles est élevé avant la période de mise bas. Enfin, le groupe E n'est parasité ni avant ni après la période de mise bas (figure 17, annexe XI).

Comme chez les femelles, le test de Wilcoxon a montré que la valeur de p est supérieure à 0,05 ($p > 0,05$) chez les mâles pendant les deux périodes ($z = -1,49$; $p = 0,13$ et $N = 7$). L'hypothèse nulle est acceptée c'est-à-dire le nombre de parasites chez les mâles est le même pour les deux périodes (annexe XII).

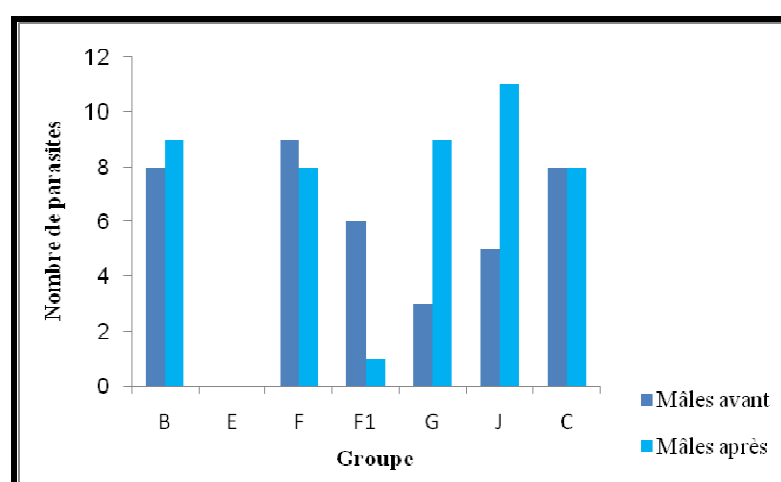


Figure 17. Nombre des parasites chez les mâles avant et après la mise bas

Mâles avant : représentent nombre des parasites chez les mâles avant la mise bas dans les sept groupes.

Mâles après : représentent nombre des parasites chez les mâles après la mise bas dans les sept groupes.

III.4.9. Comparaison du nombre des parasites suivant les groupes et les sexes

1. Nombre des parasites chez les mâles et les femelles avant la période de mise bas

Les groupes G, J et C, les femelles sont plus parasitées (8 à 13 parasites) par rapport aux individus mâles (3 à 8 parasites) du même groupe. Pour les groupes B et F1, les mâles ont plus de parasites (6 à 8 parasites) que les femelles avant la mise bas. Aucun parasite n'a été observé chez les mâles des groupes E et F, seules les femelles sont infestées durant cette période (3 à 5 parasites) (figure 18, annexe XIII).

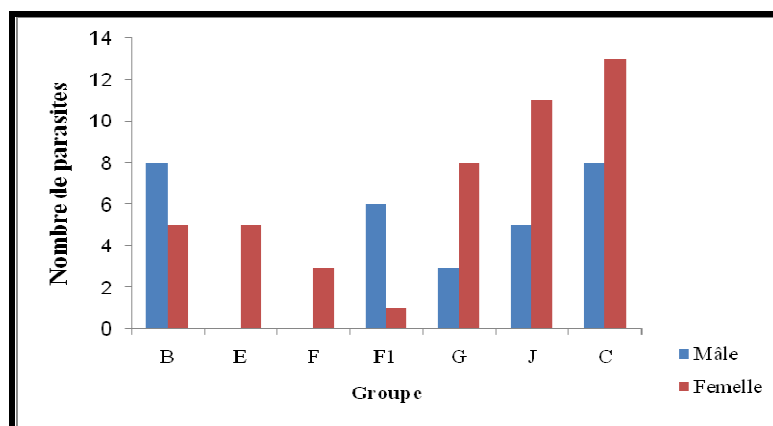


Figure 18. Nombre de parasites collectés chez les mâles et les femelles avant la période de mise bas chez les sept groupes

2. Nombre des parasites chez les mâles et les femelles après la période de mise bas

Le parasitisme des femelles varie entre trois et 35 parasites après la période de mise bas. Pour les mâles, le nombre de parasites sont presque identiques sauf pour les groupes F1 et E. Les parasites des femelles dans les groupes B, G, J et C sont en nombre plus élevés par rapport à ceux des mâles. Par contre, ceux des groupes E, F et F1 sont plutôt faibles (figure 19, annexe XIII).

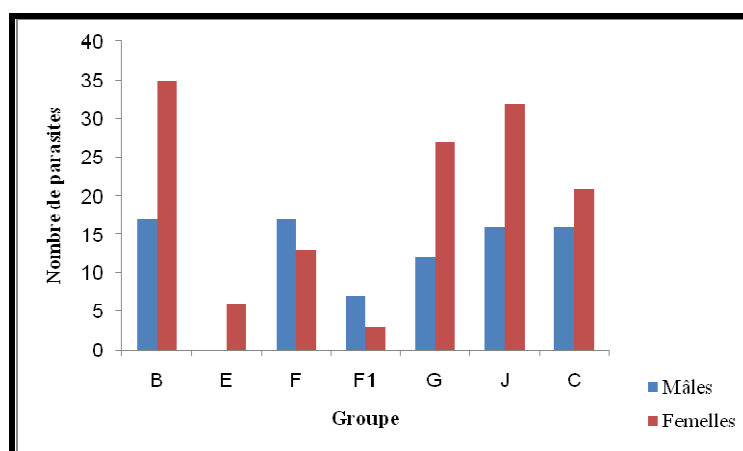


Figure 19. Nombre de parasites collectés chez les mâles et les femelles après la période de mise bas chez les sept groupes

Les résultats de l'analyse statistique avec le test de Mann-Whitney sont présentés dans les annexes XIV et XV. La valeur de p est supérieure à 0.05 ($p > 0.05$) pour les deux périodes. L'hypothèse nulle (H_0) est acceptée. Les valeurs observées chez les mâles et les femelles de *P. verreauxi* ne présente aucune différence significative avant la période de mise bas ($U = 17,5$; $p = 0,402$; $N = 14$). Il en est de même pour les valeurs observées après la période de mise bas ($U = 16,5$; $p = 0,332$; $N = 14$).

III.5. OBTENTION DE LARVES PAR COPROCULTURE

Les essais de cultures d'après la technique de Baermann ont donné plusieurs larves. Elles appartiennent à la classe des NEMATODES. Etant donné que les études antérieures sur les parasites de primates sont plutôt basées sur les formes adultes et les stades œufs, la classification des larves n'a pu être établie dans cette étude. Quelques photos sont représentées à l'annexe XVI.

Ces résultats montrent que le nombre de larves obtenues par coproculture est élevé vers le huitième jour de culture (tableau VII). En général, les stades des larves ne sont pas définis. Mais, il est à noter que vers le huitième jour les larves obtenues ont presque la même taille. En moyenne, elles mesurent $983,45\mu\text{m}/26,42\mu\text{m}$ ($N = 77$) (annexe XVII). Par ailleurs, des larves de petites tailles ressemblant au genre *Strongyloides* ont été observées dans les essais de culture en 24h dans le groupe C.

Tableau VIII. Nombre de larves obtenues par coproculture en 24h, 48h et 8 jours de culture

Groupe	Sexe	Période de prélèvement	Nombre de larves obtenues		
			24 h	48 h	8 jours
B	f	Avant	15	8	15
C	f	Avant	0	10	24
C	m	Avant	16	0	15
E	f	Avant	1	9	0
F	m	Avant	6	0	5
F1	f	Après	0	0	0
J	f	Avant	0	5	18

m : mâle et **f** : femelle ; **avant** : avant la mise bas, **après** : après la mise bas

IV. DISCUSSION

IV.1. RESULTATS DE LA COPROSCOPIE

Dans l'étude du parasitisme intestinal de *Propithecus verreauxi*, des nématodes ont été observés. Au total, trois espèces de parasites dont deux types d'œufs et une larve ont été rencontrées lors de l'analyse coproscopique : *Pararhabdonema* sp. et *Trichostrongylus* sp. et une larve de *Strongyloides* sp..

- ***Pararhabdonema* sp.**

Pour le premier type d'œufs, l'espèce correspond tout à fait à *Pararhabdonema longistriata* décrite par Kreis en 1945 et Irwin et Raharison en 2009. Les œufs sont ovoïdes, embryonnés à coques lisse et mince, mesurant entre 51,5 à 77,5µm sur 34,5-43µm. En plus, concernant ce genre, c'est la seule espèce décrite chez les lémuriens. Selon Chabaud *et al.* en 1965, elle est très répandue dans les différentes régions de Madagascar, et chez plusieurs espèces de lémuriens (tableau IX). On peut dire que *P. longistriata* est une espèce à spécificité assez large.

Tableau IX. Espèces de lémuriens parasitées par *Pararhabdonema longistriata* avec leurs localités

Espèces parasitées	Localités	Références
<i>Lepilemur ruficaudatus</i>	Ampijoroa, Tuléar	Chabaud et Choquet, 1955
<i>Lepilemur microdon</i>	Ambatolampy	Chabaud et Petter, 1958
<i>Varecia variegata</i>	Marovato	Chabaud <i>et al.</i> , 1965
<i>Eulemur fulvus</i>	Ankarafantsika	Chabaud <i>et al.</i> , 1965
<i>Eulemur albifrons</i>	Baie d'Antogyl	Chabaud <i>et al.</i> , 1965
<i>Indri indri</i>	Périnet	Chabaud <i>et al.</i> , 1961a
<i>Propithecus coquereli</i>	Ampijoroa	Chabaud <i>et al.</i> , 1965
<i>Avahi laniger</i>	Ampijoroa	Kreis, 1945
<i>Eulemur rufifrons</i>	Kirindy	Clough <i>et al.</i> , 2009

- ***Trichostrongylus* sp.**

Statistiquement, ce deuxième œuf présente une différence significative au niveau de la longueur, comparé au premier type d'œuf, il est beaucoup plus long. Mais il n'existe pas de différence pour la largeur. Il est fort possible qu'il s'agit d'une espèce différente. Selon les descriptions morphologiques et les mensurations faites dans les résultats, il s'agit de *Trichostrongylus* sp.. Du point de vue morphologie, les œufs observés sont plus poches des œufs d'Ancylostomes. Mais, les œufs de Trichostrongyles possèdent une coque lisse et mince, ils sont plus allongés (80 à 90 µm de long et 42 à 48 µm de large). De plus dès l'émission, ils contiennent une morula comptant déjà plusieurs blastomères (Golvan, 1978). En outre, l'identification de l'espèce demande une analyse génétique plus approfondie.

Selon les résultats obtenus durant cette étude, *Pararhabdonema* et *Trichostrongylus* sont présents en nombre très élevé dans chaque animal étudié. En plus, la majorité des individus testés est infestée par ces deux parasites.

- ***Strongyloides* sp.**

Une larve de Strongylidés a été également observée durant l'analyse coprologique. Aucun œuf de ce parasite n'a été observé. En se basant sur les travaux de Leger *et al.* (1977) sur les anguillules intestinales, les larves de ce Nématode appartiennent à deux types correspondant à des stades successifs du développement embryonnaire :

- Larves rhabditoïdes qui présentent un double renflement œsophagien (l'un antérieur allongé et l'autre postérieur court).

- Et les larves strongyloïdes avec un œsophage plus ou moins cylindrique.

Les larves observées dans les échantillons de fèces sont des formes rhabditoïdes de *Strongyloides*. Par rapport aux larves d'Ancylostomidés, l'ébauche génitale, située vers la moitié du corps, est à peine visible (Leger *et al.*, 1977).

En comparant les mensurations des larves rhabditiformes décrites par Léger en 1977, ces larves ont des dimensions proches de celles observées chez l'homme (annexe XVIII). L'espèce n'est pas encore identifiée étant donné que la description est basée sur la morphologie externe, cela n'est pas suffisant pour distinguer le nom de l'espèce. Dans le cadre de la présente étude, le nombre d'individus parasités par *Strongyloides* est assez faible. Cette larve a été rencontrée chez *Microcebus murinus* à Mandena (Raharivololona, 2006). L'analyse coprologique ne met pas en évidence l'œuf de ce parasite à cause de son développement rapide dans les fèces selon son cycle évolutif (Golvan, 1978). La description des cycles évolutifs est présentée dans le paragraphe IV.4.

IV.2. PREVALENCE PARASITAIRE

P. verreuxi de la forêt de Kirindy possède une prévalence parasitaire globale de 93,33%. Cela n'est cependant pas étonnant, en considérant le climat chaud de cette région, une telle condition est favorable au développement des parasites (Raharivololona, 2010). Ces animaux présentent une forte infestation par *Pararhabdonema* (60,83%) et par *Trichostrongylus* sp. (34,17%) à cause de leur cycle de développement qui est plutôt direct par rapport à celui de *Strongyloides* sp. (5%). La présence de ces parasites durant les deux périodes

suggère la possibilité d'une reinfestation rapide de ces animaux. Par ailleurs, le nombre d'individus parasités après la mise bas des femelles a augmenté (sur les 15 animaux testés, 13 individus parasités avant et 14 individus parasités après la mise bas). Statistiquement, il n'y pas de différence significative sur les prévalences parasitaires durant les deux périodes pour les deux espèces (*Pararhabdonema* sp. et *Strongyloides* sp.). Par contre, la prévalence de *Trichostrongylus* sp. est différente avant et après la mise bas. Il serait possible qu'il y ait une transmission de parasites entre les individus du même groupe et entre les groupes différents étant donné que leurs domaines vitaux se chevauchent dans cette forêt, ce qui entraînerait plusieurs contacts avec plusieurs individus (annexe XIX).

IV.3. RICHESSE SPECIFIQUE PARASITAIRE FAIBLE CHEZ *P. verreuxi*

Trois espèces de parasites ont été recensées chez *P. verreuxi* durant cette étude. En 2000, Raveloarisoa a détecté deux espèces (*Ogmocotyle* et *Enterobius*) chez ce lémurien dans la Réserve Spéciale de Beza Mahafaly. Par contre en 2003, Muehlenbein *et al.* n'ont trouvé aucune espèce parasite des propitèques dans cette Réserve. Cela signifie que ces animaux hébergent peu d'espèces de parasites intestinaux. Ceci est peut être lié au comportement plutôt arboricole de ces propitèques, limitant la transmission orale des parasites à partir des fèces (Muehlenbein *et al.*, 2003). En outre, Ramanamisata, 2010 a trouvé une espèce de parasite chez *P. coronatus* d'Antrema (Ramanamisata *et al.*, 2011), Clough *et al.*, en 2009 a dénombré dix espèces chez *Eulemur rufifrons* dans la forêt de Kirindy Morondava et Raharivololona en 2009 a trouvé neuf espèces chez *Microcebus murinus* de Mandena. Par rapport aux propitèques, ces deux lémuriens (*Eulemur* et *Microcebus*) descendent le plus souvent au sol. Ils sont donc plus exposés à divers parasites venant des autres espèces de la forêt, éventuellement de l'homme. Toutefois, cette différence entre la richesse spécifique parasitaire de ces animaux pourrait être due à plusieurs facteurs comme la température, le régime alimentaire de chaque groupe d'animaux, la période d'échantillonnage et le nombre des fèces collectées.

IV.4. INTENSITE PARASITAIRE

Durant cette étude, les valeurs de l'intensité parasitaire pour chaque parasite durant les deux périodes sont faibles (annexes VII et VIII). L'intensité parasitaire moyenne des trois espèces ne diffère pas durant les deux périodes d'études du point de vue statistique. Concernant *Pararhabdonema* sp. et *Trichostrongylus* sp., l'intensité parasitaire est plus élevée après la mise bas car plusieurs œufs ont été observés chez presque tous les individus testés comme les femelles des groupes B, G et J. Pour *Strongyloides* sp., l'intensité parasitaire a diminué après la mise bas étant donné qu'un seul individu est parasité par cette espèce (annexe VII). La

variation des intensités parasitaires chez les individus infestés s’expliquerait par le fait que les parasites ont une distribution agrégée dans la plupart des cas c'est-à-dire que certains individus hôtes hébergent davantage de parasites que ne le prévoit le hasard, et d’autres moins (Combes, 1995).

IV.5. CYCLES EVOLUTIFS DES PARASITES ET MODE D’INFESTATION

La connaissance du cycle de développement du groupe auquel appartiennent les parasites rencontrés nous permettrait d’avancer des hypothèses sur les modes d’infestations possibles des propithèques par ces parasites.

IV.5.1. *Pararhabdonema* sp. et *Trichostrongylus* sp.

Le cycle de développement de la famille des Trichostrongylidés est présenté dans la figure 20. Les œufs sont éliminés avec les fèces dans le sol. Ils éclosent environ quatre jours après et donnent naissance à des larves. Ces dernières se développent ensuite en larve infestante (L3) pendant plusieurs jours dans le milieu extérieur. Un nouvel hôte s’infestera par l’intermédiaire de nourritures infestées par ces larves.

Dans le cas des propithèques, une éventuelle infestation peut se produire pendant la prise de nourriture puisque les feuilles, constituant la majeure partie de leur régime alimentaire, pourraient être infestées de larves de parasites. La possibilité d’une auto-infestation est envisageable par les comportements de toilettage car leur pelage pourrait être souillé par des fèces contaminées.

D’après Leger *et al.* en 1977, les Trichostrongylidés sont cosmopolites, mais avec une nette préférence dans les régions chaudes. Ces parasites sont d’origine animale et accidentels chez l’homme.

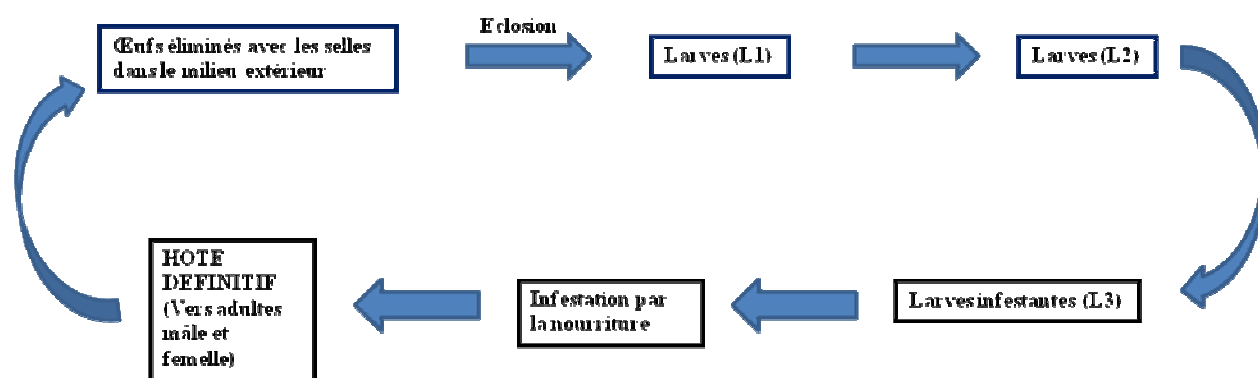


Figure 20. Schéma du cycle de développement des Trichostrongylidés

IV.5.2. *Strongyloides* sp.

Le cycle évolutif est divisé en trois phases : génération libre, génération parasite et phase d'auto-infestation (Smyth, 1973). Le schéma récapitulatif du cycle est représenté dans la figure 21.

- Génération libre

Les vers adultes de *Strongyloides* sont trouvés constamment dans le sol humide. Après l'accouplement, l'utérus de la femelle se remplit d'œufs. Quand ces derniers seront pondus, ils contiennent des larves partiellement développées. Après l'éclosion, on obtient des larves rhabditiformes se nourrissant de débris. Elles subissent quatre mues successives pour atteindre le stade adulte mature. Et le cycle se poursuit.

Dans les conditions défavorables du milieu, les larves rhabditiformes muent et se transforment en larves filariformes qui ne se nourrissent pas. C'est la forme infestante de *Strongyloides*. Le cycle est indirect lorsque plusieurs générations interviennent entre les générations parasites.

- Génération parasite

Quand les formes infestantes seront en contact avec d'autres hôtes, elles pénètrent rapidement à travers les téguments et traversent les vaisseaux sanguins pour atteindre les organes (cœur et poumons). Par ailleurs, l'infestation des chiens et des chats par ce parasite s'effectue par voie orale. Elles se transforment en ver adulte dans le duodénum. Après l'accouplement, les femelles pondent les œufs au niveau des cellules épithéliales. Les œufs éclosent et donnent des larves rhabditoïdes. La plupart d'entre elles se nourrissent dans l'intestin et d'autres larves sont évacuées dans le milieu extérieur où le cycle continue. Toutefois, dans le cas d'un développement homogonique, les larves rhabditoïdes se trouvant dans la lumière intestinale se transforment en larves filariformes infestantes qui traversent la paroi de l'intestin, migrent vers les poumons et répètent le cycle.

- Phase d'auto-infestation

Les fèces contenant les larves rhabditoïdes sont en route pour être évacués à l'extérieur. Lorsque les larves sont en contact de la peau périnéale, elles peuvent pénétrer à l'intérieur de l'hôte et seront transportées vers les poumons par la circulation sanguine.

A partir du cycle de développement décrit ci-dessus, les lémurins sont parasités, soit en consommant les plantes infestées de larves, soit à partir de l'auto-infestation. Par ailleurs, ce parasite se rencontre dans les régions chaudes où l'infestation peut être très élevée, et dans les régions tempérées. Le schéma récapitulatif est représenté dans la figure 21.

Le fait qu'aucun œuf de ce parasite n'a été observé pendant les analyses coprologiques s'explique par son cycle évolutif. Les œufs pondus par les femelles adultes à l'intérieur de l'hôte se développent sur place et donne rapidement naissance à des larves rhabditoïdes très mobiles et qui sont éliminées dans les selles. Ces larves se rencontrent par examen coprologique et non les œufs. (Golvan, 1978).

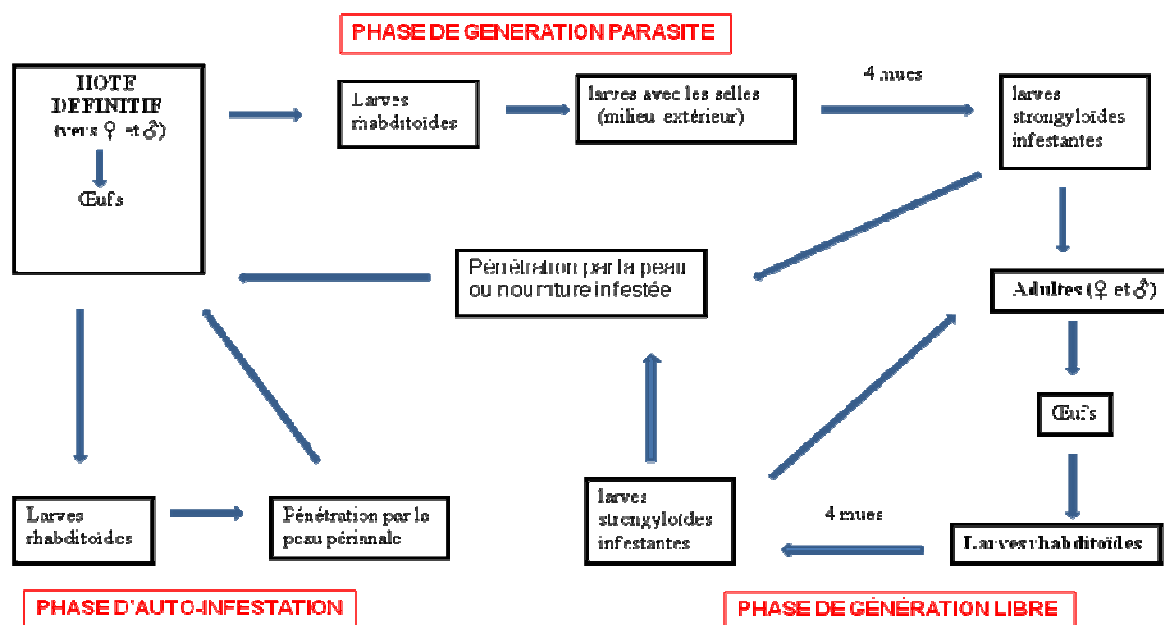


Figure 21. Schéma simplifié du cycle de développement de *Strongyloides* sp. montrant la phase de génération libre, phase de génération parasite et la phase d'auto-infestation

IV.6. DIFFERENCE ENTRE LE PARASITISME SUIVANT LES SEXES ET LES GROUPES D'HOTES AVANT ET APRES LA MISE BAS DES FEMELLES

L'hypothèse stipulant que les femelles sont plus parasitées que les mâles, avant et après la période de mise bas, n'est pas acceptée. Aucune différence significative n'existe entre le parasitisme observé chez les mâles et les femelles. Ce qui signifie qu'il n'y a pas de variation entre le nombre des parasites chez les deux sexes durant ces périodes. Concernant le comportement de *Propithecus verreauxi*, la durée de chaque activité (alimentation, repos, déplacement et autres activités) est presque la même pour les deux sexes. Etant donné qu'ils se déplacent en groupe et mangent la plupart du temps sur le même arbre, leur nourriture ne diffère pas beaucoup.

IV.7. PARASITISME ET PLANTES CONSOMMEES

Les feuilles constituent la majorité des parties consommées par les propithèques. D'après Nunn *et al.* en 2003, les primates folivores se nourrissent beaucoup plus que les frugivores et peuvent donc ingérer plus de parasites dans le cas où les feuilles sont contaminées. Il faudrait faire des herbiers à partir des échantillons des plantes consommées pour une détermination plus fiable.

D'après Nègre *et al.* en 2006, l'homme utilise diverses plantes possédant des propriétés antiparasites et qui sont consommées par *Eulemur fulvus* au Comores comme *Ixora cremixora*, *Rhabditis pseudelongata*, *Mimusops comorensis* et *Annona squamosa*.

Selon les travaux de Boiteau et Allorge-Boiteau en 1993 sur les plantes médicinales de Madagascar, *Cedrelopsis grevei*, *Poivrea coccinea* et *Tamarindus indica* sont vermifuges. Cette dernière espèce est très consommée durant les observations aussi bien par les mâles que par les femelles, ce qui réduirait ou supprimerait les parasites. Par ailleurs, le genre *Diospyros* est connu comme ténifuge ce qui expliquerait l'absence des vers plats chez cette espèce dans le cadre de notre étude. En effet, malgré le taux de parasitisme élevé (93%), l'intensité parasitaire et la richesse spécifique parasitaire restent faibles.

D'après les données des enquêtes ethnobotaniques effectuées par le CNARP (Centre National Appliquée pour les Recherches Pharmaceutiques) à Madagascar, quelques espèces consommées par ces propithèques possèdent des propriétés fortifiantes et anti-diarrhéiques pour l'Homme comme *Anacolosa pervilleana* et *Strychnos decussata* (données non publiées). Comme les primates sont les vertébrés plus proches de l'homme du point de vue évolution, ces plantes pourraient aussi avoir les mêmes effets sur les lémuriens.

IV.8. COMPARAISON DU PARASITISME DE *P. verreauxi* et *E. rufifrons* DANS LA FORET DE KIRINDY

P. verreauxi et *E. rufifrons* sont deux espèces de lémuriens sympatriques vivant dans la forêt de Kirindy. Selon les travaux de Clough *et al.*, 2009, dix espèces de parasites ont été inventoriées chez *E. rufifrons* pendant la saison sèche. Mais, dans la présente étude, *P. verreauxi* présente seulement trois espèces de parasites. En comparant les deux résultats en terme de richesse spécifique, *Eulemur* présente une richesse assez élevée par rapport à celle de *Propithecus*. Comme il a été dit dans les paragraphes précédents, la richesse spécifique parasitaire des lémuriens dépend du comportement de chaque espèce.

Par ailleurs, un nématode a été rencontré chez les deux lémuriens. Il s'agit de *Pararhabdonema*. Cela se traduit par le fait qu'il existe une possibilité d'une transmission interspécifique de ce parasite chez les animaux sympatriques (Raharivololona, 2009). En plus, il existe une possibilité de chevauchement des territoires de ces deux lémuriens dans la forêt (observation personnelle).

CONCLUSIONS

Trois espèces de parasites intestinaux ont été inventoriées chez *Propithecus verreauxi* avant et après la période de mise bas des femelles dans la Concession Forestière de Kirindy Morondava. Elles appartiennent à la famille des Trichostrongylidés et Rhabditidés. Toutes les femelles testées sont infestées par au moins une espèce de parasites avant et après la mise bas. Dans les sept groupes suivis, *Pararhabdonema* sp., *Trichostrongylus* sp. et *Strongyloides* sp. sont présentes chez les individus mâles et femelles. Mais, aucune différence significative des nombres de parasites n'est observée chez les deux sexes. Ainsi, il est possible que les deux périodes (avant et après la mise bas) n'influence pas le parasitisme chez cette espèce. D'autres facteurs pourraient intervenir pendant le cycle de développement des parasites.

La coproculture a donné des résultats positifs car elle a permis non seulement l'acquisition de la technique de culture en parasitologie, mais aussi l'obtention de plusieurs larves de nématodes. Mais l'identification des espèces n'était pas possible car aucun adulte n'a été observé. Ainsi, une amélioration de la technique est envisageable en prolongeant la durée de la culture au delà des huit jours pour obtenir des larves à des stades susceptibles d'être déterminés.

Concernant le comportement des propithèques, la durée de chaque activité est presque identique pour les deux sexes avant et après la mise bas. Ils passent la majorité de leur temps à se nourrir et à se reposer. Quelques plantes consommées par ces animaux sont vermifuges comme *Cedrelopsis grevei*, *Tamarindus indica* et *Poivrea coccinea*. En plus, *Diospyros*, une autre plante parmi les plus consommées, est un ténifuge. Ce qui expliquerait la richesse spécifique parasitaire assez faible de ces animaux par rapport aux autres lémuriens. Par ailleurs, la vie en groupe suggère une infestation globale de chaque individu dû à la prise de nourriture en groupe et au comportement social de ces animaux.

Cette étude est une première étape pour la connaissance des parasites sur ces propithèques malgré le peu de données récoltées. Sur le plan conservation en général, il faudrait interdire toute défécation dans la forêt, non seulement pour respecter l'hygiène mais aussi pour éviter la contamination des lémuriens.

Des descentes sur terrain pendant une période autre que la mise bas des femelles ou encore durant la saison de pluie et une étude plus approfondie sur la biologie de ces lémuriens seraient à recommander pour mieux approfondir la diversité des parasites de ces animaux.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Altmann, J. 1974. Observational study of behavior: Sampling methods. *Behaviour*, 49: 227-267.
- Anderson, R. M. & May, R. M. 1991. Infectious diseases of humans: dynamics and control. Oxford University Press, Oxford.
- Anderson, R. M. 1979. Parasite pathogenicity and depression of host population equilibria. *Nature*, 279: 150-152.
- Anderson, R. M., & R. M. May. 1979. Population biology of infectious diseases. Part I. *Nature*, 280: 361-367.
- Andriambelo, L. H. 2005. Bilan des recherches actions en aménagement forestier au niveau du C. F. P. F. Morondava. *Akon'ny ala*, 29: 59-94.
- Ash, L. R. & Orihel, T. C. 1991. Parasites: a guide to laboratory procedures and identification. American Society of Clinical Pathologists, Chicago, Illinois.
- Baer, J. G. 1935. Etude de quelques helminthes de Lémuriens. *Revue Suisse de Zoologie*, 42: 275-291.
- Boiteau, P. & Allorge-Boiteau, L. 1993. Plantes médicinales de Madagascar. Cinquante-huit plantes médicinales utilisées sur le marché de Tananarivo. ACCT, ICSN-C. N. R. S. et KARTHALA.
- Chabaud, A. G. & Brygoo, E. R. 1956. Description de *Rictularia lemuri* n. sp. (Nematoda: Thelaziidae). *Mémoires de l'Institut Scientifique de Madagascar*, Série A, 11: 43-49.
- Chabaud, A. G. & Choquet, M. T. 1955. Deux Nématodes parasites de Lémurien. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, 30: 329-338.
- Chabaud, A. G. & Petter, A. J. 1958. Les Nématodes parasites de Lémuriens malgaches I. *Mémoires de l'Institut Scientifique de Madagascar*, Série A, 12: 139-158.
- Chabaud, A. G. & Petter, A. J. 1959. Les Nématodes parasites de Lémuriens malgaches II. Un nouvel oxyure: *Lemuricola contagiosus*. *Mémoires de l'Institut Scientifique de Madagascar*, Série A, 13: 127-132.
- Chabaud, A. G., Brygoo, E. R. & Petter, A. J. 1961a. Les Nématodes parasites de Lémuriens malgaches IV. Description de deux nouveaux genres et observations sur *Protofilaria furcata* Chandler. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle*, 33: 532-544.

- Chabaud, A. G., Brygoo, E. R. & Petter, A. J. 1964. Les Nématodes parasites de Lémuriens malgaches V. Nématodes de *Daubentonia madagascariensis*. *Vie et Milieu*, 17: 205-212.
- Chabaud, A. G., Brygoo, E. R. & Petter, A. J. 1965. Les Nématodes parasites de Lémuriens malgaches VI. Description de six espèces nouvelles et conclusions générales. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, 40: 181-214.
- Chabaud, A. G., Petter, A. J. & Golvan, Y. 1961b. Les Nématodes parasites de Lémuriens Malgaches III. Collections récoltées par M. et Mme Francis Petter. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, 36: 113-126.
- Clough, D., Heistermann, M. & Kappeler, P. M. 2009. Individual facial coloration in red-fronted lemur males: a condition-dependant ornament? *International Journal of Primatology*, 30: 859-875.
- Combes, C. 1995. Interactions durables. Ecologie et évolution du parasitisme. Collection n°26. Masson, Paris Milan Barcelone.
- Dytham, C. 2003. Choosing and using statistics. A Biologist's Guide. Second edition. Blackwell Publishing, Malden, Massachusetts.
- Ganzhorn, J. U. & Kappeler, P. M. 1996. Lemurs of the Kirindy forest. *Primate Report*, 46(1): 257-274.
- Ganzhorn, J. U. 1995. Low-level forest disturbance effects on primary production, leaf chemistry, and lemur population. *Ecology*, 76: 2084-2096.
- Ganzhorn, J. U., Langrand, O., Wright, P. C., O'Connor, S., Rakotosamimanana, B., Feistner, A. T. C. & Rumpler, Y. 1996/1997. The state of lemur conservation in Madagascar. *Primate Conservation*, 17: 70-86.
- Godfrey, L. R., Jungers, W. L., Simons, E. L., Chatrath, P. S. & Rakotosamimanana, B. 1999. Past and present distributions of lemurs in Madagascar. In *New Directions in Lemur Studies*. eds. B. Rakotosamimanana, H. Rasamimanana, J. U. Ganzhorn & Goodman, S. M. pp 19-53. Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York.
- Golvan, I. J. 1978. Eléments de parasitologie médicale. Troisième édition. Flammarion. Paris.
- Goodman, S. M. & Raselimanana, A. P. 2003. Hunting of wild animals by Sakalava of the Menabe region: A field report from Kirindy-Mitea. *Lemur News*, 7: 21-22.
- Goodmann, S. M. & Ganzhorn, J. U. 2004. Biogeography of lemurs in the humid forest of Madagascar: the role of elevational distribution and rivers. *Journal of Biogeography*, 31(1): 47-55.

- Guegan, J. F. & Kennedy, C. R. 1993. Maximum local helminth community richness in British freshwater fish: a test of the colonization time hypothesis. *Parasitology*, 106: 61-100.
- Huffman, M. A., Gotoh, S., Turner, L. A., Hamai, M. & Yoshida K. 1997. Seasonal trends in intestinal nematode infection and medicinal plant use among chimpanzees in the Mahale Mountains, Tanzania. *Primates*, 38:111– 125.
- Hugot, J. P. & Baylac, M. 2007. Shape patterns of genital papillae in pinworms (Enterobiinae, Oxyurida, Nematoda) parasite of primates: A landmark analysis. *Infection, Genetics and Evolution*, 7: 168-179.
- Hugot, J. P. 1998. Phylogeny of neotropical monkeys: the interplay of morphological molecular, and parasitological data. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 9: 408-413.
- Irwin, M. T. & Raharison, J. L. 2008. A review of the endoparasites of lemurs of Madagascar. *Malagasy Nature*, 2: 66-93.
- IUCN Red List of Threatened Species. 2010. www.iucnredlist.org.
- Jolly, A. 1966. *Lemur Behaviour*. The University of Chicago, Press.
- Kappeler, P. M. 1991. Patterns of sexual dimorphism in body weight among prosimians primates. *Folia primatologica*, 57(3): 132-146.
- Karpanty, S. M. & Goodman; S. M. 1999. Diet of Maadagascar harrier-hawk, *Polyboroides radiatus*, in southern Madagascar. *Journal of Raptor Research*, 33: 313-316.
- Krauss, C., Heistermann, M. & Kappeler, P. M. 1999. Physiological suppression of sexual function of subording males: a subtle of intrasexual competition among male sifakas (*Propithecus verreauxi*)? *Physiology and Behavior*, 66(5): 855-861.
- Kreis, H. A. 1945. Beiträge zur kenntnis parasitischer nematoden. Xii. Parasitische nematoden aus den Tropen. *Revue Suisse de Zoologie*, 52: 551-596.
- Leger, N., Notteghem, M. J. & Pesson, B. 1977. Guide de parasitologie pratique. Deuxième édition. Société d'Édition d'Enseignement Supérieur, Paris.
- Margolis, L., G.w. Esch, J. C. Holmes, A. M. Kuris & G. A. Schad. 1982. The Use of Ecological Terme in Parasitology (report of an AD Hoc committee of the American Society of Parasitologists). *Journal of Parasitology*, 68(1): 131-133.
- Martin, P. & Bateson, P. P. G. 1993. Mesuring behavior: an introductory guide. Second Edition. Cambridge University Press.
- Mittermeier , R. A., Louis, E. E. Jr., Richardson, M., Schwitzer, C., Langrand, O., Rylands, A B., Hawkins, F., Rajaobelina, S., Ratsimbazafy, J., Rasoloarison, R. M.,

- Roos, C. Kappeler, P. M. & Mackinnon, J. 2010. *Lemurs of Madagascar*. Conservation International, Arlington, USA.
- Mittermeier, R. A., Konstant, W. R., Nicoll, M. E. & Langrand, O. 1992. Lemurs of Madagascar: An Action Plan for Their Conservation 1993-1999, IUCN, Gland, Switzerland.
 - Mittermeier, R. A., Langrand, O., Lowry II, Schatz, P. P., Gerlasch, G. J., Goodman, S., Steininger, M., Hawkins, F., Raminosoa, N., Ramilijaona, O., Andriamaro, L., Andrianasolo, H., Rabarison, H. & Rakotobe, Z. L. 2004. Madagascar and the Indian Ocean Islands. In *Hotspots Revisited*, eds R. A. Mittermeier, P. Gil, M. Hoffmann, J. Pilgrim, T. Brooks, C. Goetsch Mittermeier, J. Lamoreux & G. da Fonseca. pp 138-144. Conservation International, New York.
 - Muehlenbein, M. P., Schwartz, M. & Richard, A. 2003. Parasitologic analyses of the sifaka (*Propithecus verreauxi verreauxi*) at Beza Mahafaly, Madagascar. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 34(3): 274–277.
 - Nègre, A., Tarnaud, L., Roblot, J. F., Gantier, J. C. & Guillot, J. 2006. Plants Consumed by *Eulemur fulvus* in Comoros Islands (Mayotte) and Potential Effects on intestinal Parasites. *International Journal of Primatology*, 27(6) : 1495-1517.
 - Nunn, C. L., Altizer, S., Jones, K. E. & Sechrest, W. 2003. Comparative Tests of Parasite Species Richness in Primates. *The American Naturalist*, 162(5): 597-614.
 - Organisation Mondiale de la Santé (OMS), 1993. Parasitologie médicale : technique de base pour le laboratoire.
 - Pernet, R. & Meyer, G. 1957. Pharmacopée de Madagascar. Institut de Recherche Scientifique Tananarive-Tsimbazaza.
 - Petter, A. J., Chabaud, A. G., Delavenay, R. & Brygoo, E. R. 1972. Une nouvelle espèce de Nématode du genre *Lemuricola*, parasite de *Daubentonia madagascariensis* Gmelin, et considérations sur le genre *Lemuricola*. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, 47: 391-398.
 - Raharivololona, B. M. & Ganzhorn, J. U. 2010. Seasonal variations in gastrointestinal parasites excreted by the gray mouse lemur *Microcebus murinus* in Madagascar. *Endangered Species Research*, 11: 113-122.
 - Raharivololona, B. M. 2006. Gastrointestinal parasites of *Cheirogaleus* spp. and *Microcebus murinus* in the littoral forest of Mandena, Madagascar. *Lemur News*, 11: 31-35.

- Raharivololona, B. M. 2009. Parasites gastro-intestinaux de *Microcebus murinus* de la forêt littorale de Mandena, Madagascar. *Madagascar Conservation and Development*, 4: 52-62.
- Ramanamisata, R., Rambeloson, R., Pichon, C., Razafindraibe, H., Razanabolana, R. J. & Simmen, B. Février 2011. Comportement, Régime alimentaire et étude des parasites gastro-intestinaux des Propithèques couronnés (*Propithecus coronatus*) dans la station forestière à usage multiple d'Antrema. Atelier technique sur *Propithecus coronatus* : plan de conservation et évaluation du statut de conservation. Antananarivo, Madagascar.
- Randriamiadamanana, M. 1998. Contribution au Diagnostic Coprologique du Parasite *Spirocerca lupi* chez les Lémuriens du Parc Botanique et Zoologique de Tsimbazaza. Mémoire d'ingénieur, Ecole Supérieure des Sciences Agronomiques, Université d'Antananarivo, Madagascar.
- Rasambainarivo, F. 2008. Contribution à l'Étude des Parasites des Lémuriens en Captivité: Comparaison entre deux Parcs Zoologiques. Thèse de doctorat, Faculté de Médecine Vétérinaire, Université d'Antananarivo, Madagascar.
- Rasoloarison. R. M., Rasolonandrasana, B. P. N., Ganzhorn, J.U. & Goodman; S. M. 1995. Predation on vertebrates in Kirindy Forest, western Madagascar. *Ecotropica*, 1: 59-65.
- Raveloarisoa, A. 2000. Contribution à l'étude de la préférence alimentaire de *Propithecus verreauxi verreauxi* (Grandidier, A. 1867) de la Réserve Spéciale de Beza Mahafaly (Parcelle I). Mémoire de DEA. Département de Biologie Animale. Faculté des Sciences, Université d'Antananarivo, Madagascar.
- Richard, A. 1977. The feeding behavior of *Propithecus verreauxi*. In *Primate Ecology: Ecology Studies of feeding and ranging Behavior in Lemurs, Monkeys and Apes*. ed. T. H. Clutton-Brock. Pp 71-96. Academic Press, London.
- Richard, A. F. 1974b. Intra-specific variation in the social organization and ecology of *Propithecus verreauxi*. *Folia primatologica*, 22(2-3): 178-207.
- Richard, A. F. 2003. *Propithecus*, sifakas. In *The Natural History of Madagascar*. eds. S.M. Goodman and J. P. Benstead. Pp 1345-1348. The Chicago University Press, Chicago.
- Richard, A. F., Dewar, R. E., Schwartz, M. & Ratsirarson, J. 2000. Mass change, environmental variability and female fertility in wild *Propithecus verreauxi*. *Journal of human Evolution*, 39(4): 381-391.

- Richard, A. F., Dewar, R. E., Schwartz, M. & Ratsirarson, J. 2002. Life in slow lane? Demography and life histories of male and female sifaka (*Propithecus verreauxi verreauxi*). *Journal of Zoology of London*, 256: 421-436.
- Richard, A. F., Rakotomanga, P. & Schwartz, M. 1991. Demography of *Propithecus verreauxi* at Beza Mahafaly, Madagascar: sex ratio, survival and fertility. *American Journal of Physical Anthropology*, 84(3): 307-322.
- Richard, A. F., Rakotomanga, P. & Schwartz, M. 1993. Dispersal by *Propithecus verreauxi* at Beza Mahafaly, Madagascar: 1984-1988. *American Journal of Primatology*, 30(1): 1-20.
- Schwitzer, N., Clough, D., Horst, Z., Werner, K., Kappeler, P. M. & Schwitzer, C. 2010. Parasite prevalence in blue-eyed black lemurs *Eulemur flavifrons* in differently degraded forest fragments. *Endangered Species Research*, 12: 215-225.
- Smyth, J. D. 1994. *Introducing to Animal Parasitology*. Third edition. Cambridge University Press.
- Sorg, J. P. & Rohner, U. 1996. Climate and tree phenology of the dry deciduous forest of the Kirindy forest. *Primate Report*, 46(1): 57-80.
- Sorg, J. P., Ganzhorn, J. U. & Kappeler, P. M. 2008. La recherche forestière et faunique dans la forêt de Kirindy Centre de Formation professionnelle forestière de Morondava. In *Paysages Naturels et biodiversité de Madagascar*. ed. J. M. Betsch. Pp 595-613. Publications scientifiques du Muséum, Paris.
- Tattersal, I. 1982. *The Primates of Madagascar*. Columbia University Press, New York.
- Zajac, A. M. & Conboy, G. A. 2006. *Veterinary Clinical Parasitology*. Seventh edition. Blackwell Publishing.

ANNEXES

ANNEXE I : Photos des matériels au laboratoire



Réactifs utilisés au laboratoire :
éthyle-acétate, Formol (10% et 40%), Lugol



Matériels utilisés : verre à pieds, béccher, tubes à centrifuger, goupillon, pincettes, pipettes pasteur, baguettes en verre, lames porte-objet, lamelles couvre-objet, centrifugeuse

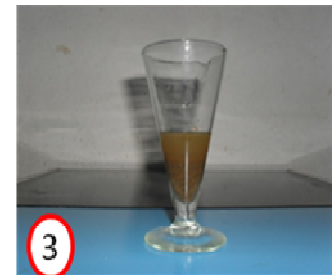
ANNEXE II : Technique de sédimentation (mode opératoire)



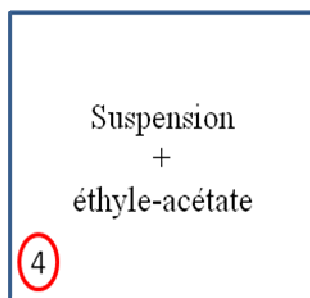
Echantillons de fèces collectés



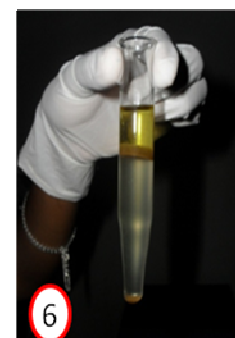
Broyage des selles avec du formol à 10 %



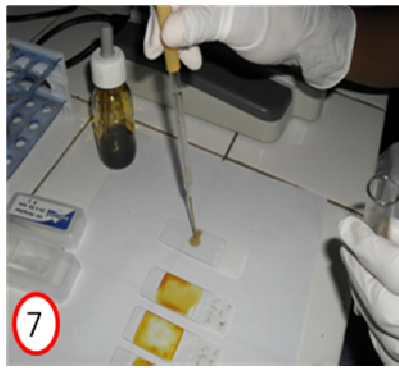
Obtention d'une suspension homogène



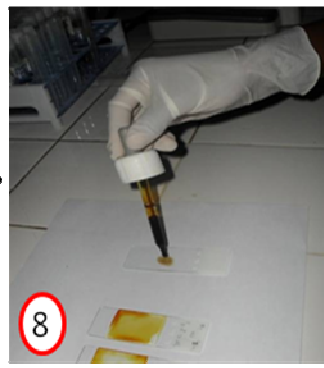
Centrifugation



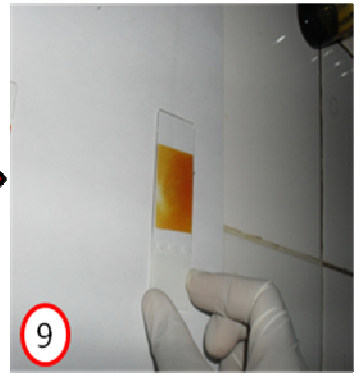
Obtention des quatre couches



2 à 3 gouttes du culot sur une lame



Ajout d'une goutte de Lugol



Lame prête à être observée au microscope

Annexe III : Plantes les plus consommées par *P. verreuxi* (*)

Famille	Espèce	Partie consommée	Nombre de fois d'observation
AGAVACEAE	<i>Dracaena sp.</i>	fe	10
ANACARNACEAE	<i>Poupartia sylvatica</i>	fe	4
ANNONACEAE	<i>Uvaria manjansis</i>	fe	2
APOCYNACEAE	<i>Mascarenhasia arborescens</i>	fe	9
BIGNONIACEA	<i>Fernandoa sp</i>	fl	1
	<i>Phyllarthron articulatum</i>	fe	1
BOMBACACEAE	<i>Adansonia rubrostpa</i>	b	10
BURSERACEAE	<i>Commiphora</i>	b	14
CESALPINIACEAE	<i>Cordyla madagascariensis</i>	fe, fr	19
	<i>Baudouinia fluggeiformis*</i>	fe, p	80
	<i>Tamarindus indica*</i>	fe, fr	25
COMBRETACEAE	<i>Poivrea coccinea</i>	ti	4
	<i>Terminalia tricristata</i>	fe	2
	<i>Terminalia boivinii</i>	fe	1
EBENACEA	<i>Dyospyros perrieri</i>	fe	2
	<i>Dyospyros greveana*</i>	fe	46
	<i>Dyospyros perrieri*</i>	fe	45
	<i>Dyospyros sakalavarum</i>	fr	2
	<i>Dyospyros intricata</i>	fe	4
EUPHORBIACEAE	<i>Drypetes sp.</i>	fe	1
	<i>Securinea perrieri</i>	fe	2
	<i>Securinea seyrigii</i>	e	6
	<i>Euphorbia tirucali</i>	ti	1
	<i>Phyllanthus argyrodaphne</i>	fe	7
FABACEAE	<i>Dalbergia sp.</i>	fe	1
LECYTHIDACEAE	<i>Foetidia asymetrica</i>	fe	4
	<i>Foetidia retusa</i>	fe	2
MELIACEAE	<i>Grewia cyclea Baillon</i>	fe	6
	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	fr	2
MIMOSACEAE	<i>Albizia sp.</i>	fe	3
	<i>Albizia jaubertiana</i>	fe	1

Annexe III : Plantes les plus consommées par *P. verreuxi* (*) (suite)

Famille	Espèce	Partie consommée	Nombre de fois d'observation
OCHNACEAE	<i>Diporidium ciliatum</i>	fe	2
OLEACEAE	<i>Anacolosia pervilleana</i> *	fe, fr	45
	<i>Noronhia allezettei</i>	fe	2
ORCHIDACEAE	<i>Vanilla decaryana</i> *	ti	27
PTAEROXYLACEAE	<i>Cedrelopsis greveii</i>	fe	4
	<i>Cedrelopsis microfoliolata</i>	fe	1
RHAMNACEAE	<i>Berchemia discolor</i>	fe	10
	<i>Colubrina decipiens</i> *	fe, b	23
RUBIACEAE	<i>Breonia perrieri</i> Homolle	fr	1
	<i>Rothmania tropophylla</i> *	fe, fr	39
RUTACEAE	<i>Vepris</i> sp.	fe	1
SAPOTACEAE	<i>Capurodendron rubrocostatum</i>	fe	10
STRYCHNACEAE	<i>Struchnos decussata</i>	fe	2
SAPINDACEAE	<i>Stadmannia oppositifolia</i> *	fe	20
SAPOTACEAE	<i>Capurodendron perrieri</i>	fe	18
SUMARIBACEAE	<i>Perriera madagascariensis</i>	fe	3
TILIACEAE	<i>Grewia</i> sp.	fe	2

fe : feuille ; fr : fruit ; fl : fleur ; ti : tige ; e : écorce ; p : pétiole ; b : bourgeons

ANNEXE IV : Liste des plantes consommées par *P. verreuxi* avec leurs propriétés pharmaceutiques.

Famille	Espèce	Propriétés pharmaceutiques ou maladies traitées
AGAVACEAE	<i>Dracaena</i> sp.	anti-inflammatoire
ANACARNACEAE	<i>Poupartia sylvatica</i>	
ANNONACEAE	<i>Uvaria manjansis</i>	
APOCYNACEAE	<i>Mascarenhasia arborescens</i>	
BIGNONIACEA	<i>Fernandoa</i> sp	
	<i>Phyllarthron articulatum</i>	
BOMBACACEAE	<i>Adansonia rubrostipa</i>	fièvre paludéenne
BURSERACEAE	<i>Commiphora</i>	
CESALPINIACEAE	<i>Cordyla madagascariensis</i>	
	<i>Baudouinia fluggeiformis</i> *	laryngite, bronchite
	<i>Tamarindus indica</i> *	laxative, vermifuge , antiasthmatique
COMBRETACEAE	<i>Poivrea coccinea</i>	vermifuge , diurétique
	<i>Terminalia tricristata</i>	risque d'avortement
	<i>Terminalia boivinii</i>	
EBENACEA	<i>Dyospyros perrieri</i>	
	<i>Dyospyros greveana</i> *	ténifuge
	<i>Dyospyros perrieri</i> *	ténifuge
	<i>Dyospyros sakalavarum</i>	
	<i>Dyospyros intricata</i>	
EUPHORBIACEAE	<i>Drypetes</i> sp.	
	<i>Securinega perrieri</i>	
	<i>Securinega seyrigii</i>	
	<i>Euphorbia tirucali</i>	
	<i>Phyllanthus argyrodaphne</i>	
FABACEAE	<i>Dalbergia</i> sp.	antidiarrhéique
LECYTHIDACEAE	<i>Foetidia asymetrica</i>	
	<i>Foetidia retusa</i>	

ANNEXE IV : Liste des plantes consommées par *P. verreuxi* avec leurs propriétés pharmaceutiques. (suite)

Famille	Espèce	Propriétés pharmaceutiques ou maladies traitées
MELIACEAE	<i>Grewia cyclea</i> Baillon	
	<i>Astrotrichilia asterotrica</i>	
MIMOSACEAE	<i>Albizia</i> sp.	antidiarrhéique
	<i>Albizia jaubertiana</i>	antidiarrhéique
OCHNACEAE	<i>Diporidium ciliatum</i>	paludisme, fatigue
OLEACEAE	<i>Anacolosia pervilleana</i> *	fortifiant
	<i>Noronhia allezettei</i>	
ORCHIDACEAE	<i>Vanilla decaryana</i> *	aphrodisiaque, anabolisant
PTAEROXYLACEAE	<i>Cedrelopsis greveii</i>	maux de reins, vermifuge
	<i>Cedrelopsis microfoliolata</i>	
RHAMNACEAE	<i>Berchemia discolor</i>	antiodontalgique
	<i>Colubrina decipiens</i> *	
RUBIACEAE	<i>Breonia perrieri</i> Homolle	
	<i>Rothmania tropophylla</i> *	antidiarrhéique
RUTACEAE	<i>Vepris</i> sp.	
SAPOTACEAE	<i>Capurodendron rubrocostatum</i>	
STRYCHNACEAE	<i>Struchnos decussata</i>	
SAPINDACEAE	<i>Stadmannia oppositifolia</i> *	
SAPOTACEAE	<i>Capurodendron perrieri</i>	
SUMARIBACEAE	<i>Perriera madagascariensis</i>	
TILIACEAE	<i>Grewia</i> sp.	purgative

Source : Pernet et Meyer, 1957 ; Boiteau et Allorge-Boiteau, 1993; Andriambelo, 2005 ; Sorg *et al.*, 1996

ANNEXE V : Nombre total des échantillons collectés chez les animaux focaux durant les deux périodes

Groupes	Sexes	Avant la mise bas	Après la mise bas
B	♀	6	8
	♂	6	6
C	♀	8	4
	♂	6	7
E	♀	7	10
	♂	4	9
F	♀	7	10
	♂	4	8
F1	♀	6	9
	♂	4	6
G	♀	7	8
	♂	6	7
J	♀ ₁	6	7
	♀ ₂	5	9
	♂	7	8
Totaux		89	116
		205	

ANNEXE VI : Résultat du test de Mann Whitney sur la différence entre les dimensions des deux types d'œufs

	L (µm)	l (µm)
Mann-Whitney U	51,000	4055,000
Exact Sig. (2-tailed)	,000	,289

L : longueur ; **l** : largeur

Annexe VII : Intensité parasitaire par individu par gramme de fèces (valeurs moyennes) dans les sept groupes avant la mise bas des femelles

Groupe	Sexe	Parasites intestinaux avant		
		<i>Pararhabdonema sp.</i>	<i>Trichostrongylus sp.</i>	<i>Strongyloides sp.</i>
B	f	1	0	0,25
	m	2	0	0
E	f	1	0,25	0,25
	m	0	0	0
F	f	0,75	0	0
	m	0	0	0
F1	f	0,25	0	0
	m	1	0,5	0
G	f	1,5	0,5	0
	m	0,75	0	0
J	f	2,25	0	0,5
	f	2,5	0,75	0
	m	1,25	0	0
C	f	0,5	0,75	2
	m	1,25	0,5	0,25

Annexe VIII : Intensité parasitaire par individu par gramme de fèces (valeurs moyennes) dans les sept groupes après la mise bas des femelles

Groupe	Sexe	Parasites intestinaux après		
		<i>Parhabdonema sp.</i>	<i>Trichostrongylus sp.</i>	<i>Strongyloides sp.</i>
B	femelle	4,25	3,25	0
	mâle	1,75	0,5	0
E	femelle	0	0,25	0
	mâle	0	0	0
F	femelle	2	0,5	0
	mâle	1,25	0,75	0
F1	femelle	0,5	0	0
	mâle	0,25	0	0
G	femelle	3,5	1,25	0
	mâle	2,25	0	0
J	femelle	3,5	0,5	0,25
	femelle	5,25	0,5	0
	mâle	2,25	0,5	0
C	femelle	0,5	0,25	0
	mâle	1,25	0,75	0

ANNEXE IX: Nombre total de parasites observés chez les femelles avant et après la période de mise bas

Groupe	Sexe	Nombre total de parasites avant	Nombre total de parasites après
B	femelle	5	30
E	femelle	6	1
F	femelle	3	10
F1	femelle	1	2
G	femelle	8	19
J	femelle	11	17
	femelle	13	23
C	femelle	13	3

ANNEXE X : Résultat du test de Wilcoxon sur le nombre des parasites chez les femelles avant et après la période de mise bas

Test Statistics	Après - Avant
Z	-1,474
Asymp. Sig. (2-tailed)	0,141

ANNEXE XI : Nombre total de parasites observés chez les mâles avant et après la période de mise bas

Groupe	Sexe	Nombre total de parasites avant	Nombre total de parasites après
B	mâle	8	9
E	mâle	0	0
F	mâle	0	8
F1	mâle	6	1
G	mâle	3	9
J	mâle	5	11
C	mâle	8	8

ANNEXE XII : Résultat du test de Wilcoxon sur le nombre des parasites chez les mâles avant et après la période de mise bas

Test Statistics	Après - Avant
Z	-1,490 ^a
Asymp. Sig. (2-tailed)	0,136

ANNEXE XIII : Nombre total de parasites observés chez tous les individus testés avant et après la période de mise bas.

Groupe	Sexe	Nombre total de parasites observés avant	Nombre total de parasites observés après
B	f	5	30
	m	8	9
E	f	6	1
	m	0	0
F	f	3	10
	m	0	8
F1	f	1	2
	m	6	1
G	f	8	19
	m	3	9
J	f	11	17
	f	13	23
	m	5	11
C	f	13	3
	m	8	8

ANNEXE XIV : Résultat du test de Mann Whitney sur le nombre de parasites entre les mâles et les femelles avant la période de mise bas

Test Statistique	Nombre
Mann-Whitney U	16,5
Wilcoxon W	44,5
Z	-1,026
Asymp. Sig. (2-tailed)	0,305
Exact Sig. [2*(1-tailed Sig.)]	0,318 ^a
Exact Sig. (2-tailed)	0,332
Exact Sig. (1-tailed)	0,166
Point Probability	0,015

ANNEXE XV : Résultat du test de Mann Whitney sur le nombre de parasites entre les mâles et les femelles après la période de mise bas

Test Statistique	Nombre
Mann-Whitney U	17,50
Wilcoxon W	45,50
Z	-0,904
Asymp. Sig. (2-tailed)	0,366
Exact Sig. [2*(1-tailed Sig.)]	0,383 ^a
Exact Sig. (2-tailed)	0,402
Exact Sig. (1-tailed)	0,201
Point Probability	0,020

ANNEXE XVI: Photos de larves de nématodes obtenues par coproculture

8 jours de culture (1) : partie antérieure et (2) : partie postérieure (grossissement x 400) ;
(3) : partie antérieure et (4) : partie postérieure (grossissement x 1000) ;
(5) larve avec un corps en entier observée en 48h de culture (grossissement x 400)



(1)



(2)



(3)



(4)



(5)

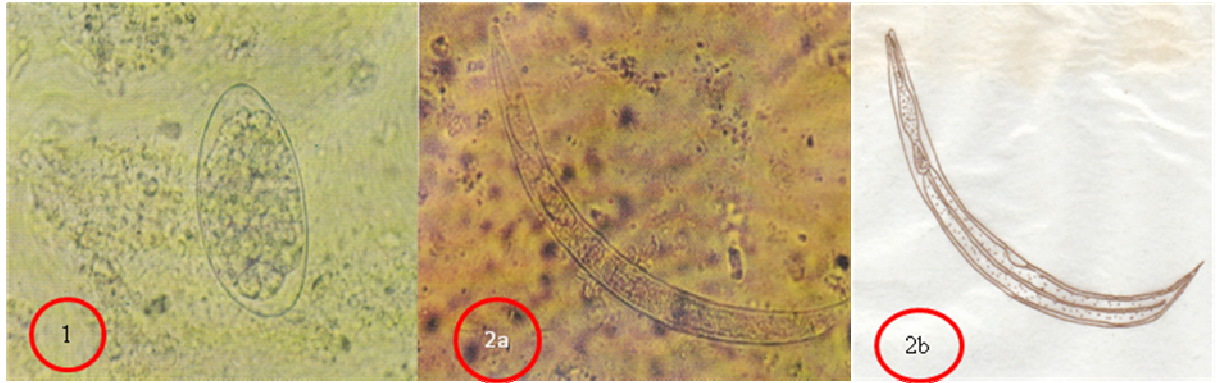
Annexe XVII : Mensurations des larves obtenues par coproculture en 8 jours (N = 77)

Groupe	Sexe	Longueur (µm)	Largeur (µm)
B	femelle	890,95	30,90
		947,60	25,75
		1030,00	30,90
		927,00	25,75
		927,00	25,75
		1019,70	25,75
		721,00	30,90
		947,60	30,90
		947,60	30,90
		957,90	30,90
		947,60	30,90
		947,60	30,90
		947,60	30,90
		947,60	25,75
		1009,40	20,60
C	femelle	1030,00	20,60
		999,10	30,90
		947,60	30,90
		957,90	20,60
		968,20	20,60
		988,80	20,60
		988,80	30,90
		1081,50	30,90
		1143,30	20,60
		1060,90	30,90
		1040,30	20,60
		999,10	20,60
		957,90	20,60
		896,10	51,50
		1030,00	30,90
		957,90	25,75
		999,10	30,90
		1024,85	30,90
		1019,70	30,90
		947,60	30,90
		1040,30	20,60
		957,90	30,90
		1102,10	30,90
		957,90	30,90

Annexe XVII : Mensurations des larves obtenues par coproculture en 8 jours (N = 77) (suite)

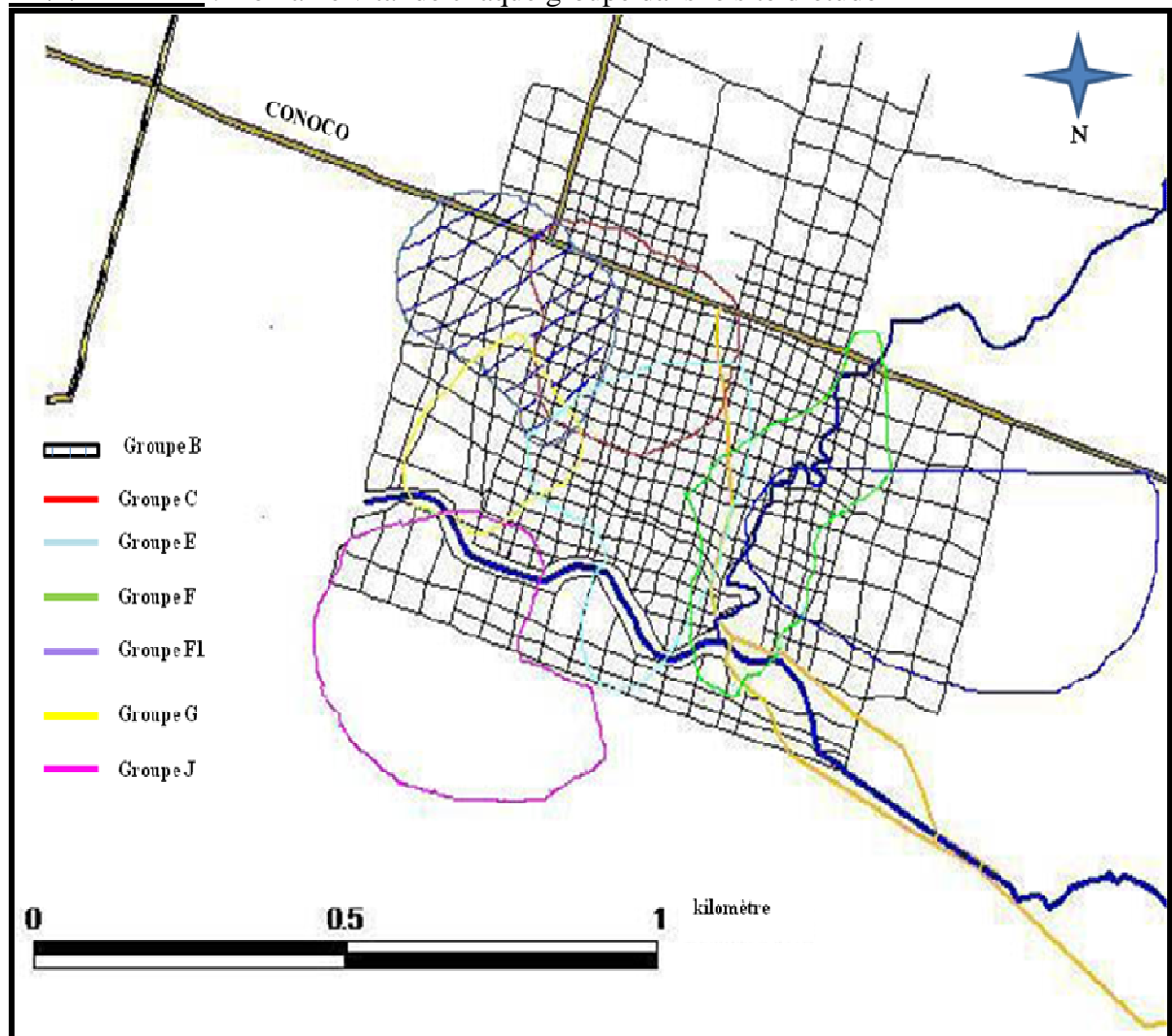
Groupe	Sexe	Longueur (µm)	Largeur (µm)
C	mâle	1091,80	20,60
		1004,25	30,90
		1081,50	30,90
		999,10	20,60
		978,50	20,60
		916,70	20,60
		957,90	20,60
		968,20	25,75
		1019,70	20,60
		1019,70	25,75
		937,30	20,60
		1060,90	20,60
		978,50	25,75
		957,90	20,60
		1153,60	20,60
F	mâle	1040,30	30,90
		968,20	15,45
		947,60	20,60
		957,90	20,60
		772,50	20,60
J	femelle	947,60	25,75
		999,10	20,60
		1035,15	25,75
		906,40	20,60
		999,10	30,90
		999,10	25,75
		896,10	30,90
		896,10	30,90
		999,10	30,90
		978,50	20,60
		978,50	30,90
		999,10	36,05
		999,10	25,75
		999,10	25,75
		999,10	25,75
		1030,00	30,90
		1091,80	30,90
		947,60	20,60

ANNEXE XVIII : Photos des parasites rencontrés chez l'homme par Leger *et al.* (1977)



(1) *Trichostrongylus* (80 à 100 μ m/40 μ m), (2a) et (2b) *Strongyloides stercoralis* (250 à 300 μ m/15 μ m).

ANNEXE XIX : Domaine vital de chaque groupe dans le site d'étude



TITRE : ETUDE DES PARASITES INTESTINAUX CHEZ *Propithecus verreauxi* (Grandidier, 1867) AVANT ET APRES LA PERIODE DE MISE BAS DANS LA FORET DE KIRINDY/CNFEREF MORONDAVA

RESUME

Une étude sur les parasites intestinaux de *Propithecus verreauxi* a été menée dans la concession forestière de Kirindy CNFEREF (Centre National de Formation, d'Étude et de Recherche en Environnement et Foresterie) Morondava avant et après la période de mise bas des femelles entre les mois de juin et septembre 2009. La période d'allaitement et de soins des jeunes coïncide avec la période la plus défavorable de l'année, la disponibilité de la nourriture est plutôt restreinte alors que la mise bas se trouve au milieu de cette saison. Ainsi, les femelles seraient plus stressées durant cette période. Au total, 120 échantillons de fèces ont été collectés sur les femelles prégnantes et les mâles adultes, dont 60 avant et 60 après la période de mise bas. La technique de sédimentation formol-acétate-d'éthyle modifiée a été utilisée pour l'analyse des matières fécales. Trois espèces de parasites gastro-intestinaux ont été inventoriées durant ces deux périodes d'étude. Ce sont toutes des nématodes appartenant à la famille des Trichostrongylidés (*Pararhabdonema* sp. et *Trichostrongylus* sp.) et des Strongylidés (*Strongyloides* sp.). La majorité des individus testés sont infestés par un ou plusieurs parasites avec une prévalence de 93%. Mais, le parasitisme, aussi bien chez les mâles que chez les femelles, ne présente aucune différence significative avant et après la mise bas. Trois espèces de plantes consommées par ces animaux sont vermifuges (*Tamarindus indica*, *Poivrea coccinea* et *Cedrelopsis greveii*), ce qui expliquerait le taux de parasitisme faible chez ces lémuriniens grâce à l'automédication.

Mots clés : *Propithecus verreauxi*, parasites gastro-intestinaux, nématodes, auto-médication, Kirindy CNFEREF, Madagascar.

ABSTRACT

A field study of gastrointestinal parasites of *Propithecus verreauxi* was conducted at Kirindy Forest (Centre National de Formation, d'Etude et de Recherche en Environnement et Foresterie) during two periods before and after the period birth season between June to September 2009 because females are supposed to be stressed by the costs of infant care. Birth season was founding in the hot season so what disponibility of foods was limited. A total of 120 fecal samples was collected (60 before and 60 after the birth season) to assess the parasite species richness of this lemur species. Fecal samples were processed using a modified version of formalin-ethyl-acetate sedimentation. *Propithecus verreauxi* were found to harbor three species of intestinal parasites. All parasites observed are nematodes: a member of Trichostrongylides (*Pararhabdonema* sp. and *Trichostrongylus* sp.) and Strongylides (*Strongyloides* sp.). 93% of individuals tested were infested with one or several parasite species. No significant difference in parasite prevalence exists between male and female during these two periods. Three plants consumed by sifaka (*Tamarindus indica*, *Poivrea coccinea* et *Cedrelopsis greveii*) have known anti-parasitic properties, suggesting that rates of parasitism might be lowered through self-medication.

Key-words: *Propithecus verreauxi*, gastrointestinal parasites, nematodes, self-medication, Kirindy CNFEREF, Madagascar

Encadreur :

Dr RASAMY RAZANABOLANA Jeanne

Impétrant :

Nom et Prénoms RAMBELOSON Voahirana Ravakiniaina

Adresse Lot II P 155 C Avaradoha Antananarivo 101

Tél 033 14 114 57

e-mail ravakiniainarvr@yahoo.fr