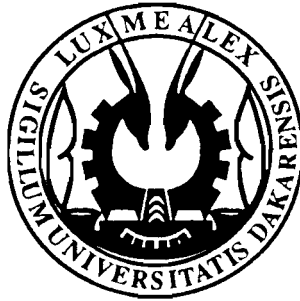


Université Cheikh Anta Diop de Dakar

Faculté des Sciences et Techniques



MEMOIRE DE D. E. A. DE BIOLOGIE ANIMALE

Présenté par

Massamba SYLLA

Etude de la tique proche d'*Alectorobius (Reticulinasus) salahi* (Hoogstraal, 1953) et d'*Alectorobius (Reticulinasus) faini* (Hoogstraal, 1960) parasite des roussettes à Bandia (Sénégal).

soutenu le 3 décembre 1993 devant la commission d'examen :

Président	M. Jean	TROUILLET
Membres :	Mlle. Constance	AGBOGBA
	MM. Jean-Paul	CORNET (Rapporteur)
	Didier	FONTENILLE
	Sun Heat	HAN

Remerciements

L'Institut français de recherche scientifique pour le développement en coopération (ORSTOM) m'a accueilli dans son laboratoire d'Entomologie Médicale à l'Institut Pasteur de Dakar sous la conduite du Docteur Jean Paul Cornet qui, malgré ses multiples occupations, a accepté de m'encadrer, de me conseiller et de m'inculquer des connaissances durant le séjour que j'y ai effectué.

Qu'il veuille bien trouver dans ce travail l'hommage reconnaissant de son élève et l'expression de mon attachement et de mon admiration pour ses travaux.

Merci d'avoir jugé ce travail.

Mes remerciements vont également à :

Notre maître le Docteur Jean Louis Camicas, Entomologiste médical au Laboratoire d'Epidémiologie des grandes endémies tropicales à l'ORSTOM de Montpellier :

Vous avez guidé et jugé la réalisation de ce travail. Vos immenses qualités humaines et intellectuelles, votre amour du métier, votre rigueur dans le travail sont la traduction de vos grandes qualités professionnelles.

Vous resterez pour nous un exemple par votre honnêteté, votre grande disponibilité et votre abord toujours chaleureux.

Nous serons particulièrement heureux de vous dédier cette espèce en hommage à votre contribution considérable à la connaissance de l'Acarologie en Afrique et particulièrement au Sénégal où vous avez travaillé pendant plus de vingt ans.

Il m'est profondément agréable de vous remercier d'avoir guidé mes premiers pas dans la carrière d'acarologue que j'envisage.

Au professeur Jean Trouillet. C'est un honneur et un grand plaisir que vous nous faites en acceptant de présider ce jury.

Trouvez ici notre reconnaissance et notre déférente gratitude.

Au Docteur Didier Fontenille, chef du Laboratoire ORSTOM de Zoologie médicale à l'Institut Pasteur de Dakar.

Il nous a guidé de ses conseils et nous sommes profondément touchés de la bienveillance qu'il nous témoigne.

Vous nous faites un grand honneur en acceptant de siéger dans notre jury.

Veillez trouver ici l'expression de notre respect, notre admiration et notre grand dévouement.

Au professeur Constance Agbogba. Votre présence dans ce jury nous reconforte. Vous êtes pour nous un modèle de courage et de persévérance.

Soyez assurée de notre grande admiration et de notre profond respect.

Au professeur Sun Heat Han. La spontanéité avec laquelle vous avez accepté de siéger dans notre jury nous honore et nous réjouit.

Veillez croire à notre profonde gratitude et soyez assuré de nos vifs remerciements.

Au Docteur Moumouni Traoré Lamizana. Votre promptitude à répondre, votre constante disponibilité et votre légendaire modestie nous ont toujours laissé admiratif. Soyez assuré de notre sincère reconnaissance et de notre profonde gratitude.

Au Professeur Bernard Marchand. Votre concision, votre rigueur et la clarté de votre enseignement ont toujours forcé notre admiration. Vous avez été disponible pour nous aider à améliorer notre travail. Veuillez trouver ici le témoignage de notre profond respect et de notre hommage reconnaissant.

Au Professeur Xavier Mattei. Nous avons eu le privilège de bénéficier de vos enseignements. Vos compétences, votre simplicité et votre honnêteté sont pour nous un exemple.

Au Professeur Yves Siau : Votre rigueur et la clarté de votre enseignement nous ont toujours impressionné.

Au Professeur Bhen Sikina Toguebaye . Nous avons bénéficié de votre enseignement. Sincères remerciements.

Nous sommes également redevables au Docteur James E. Keirans de l'Institut d'Arthropodologie et de Parasitologie de l'Université de Géorgie de nous avoir envoyé des photos des espèces égyptienne et congolaise.

Il nous est agréable de citer encore plusieurs personnalités aux quelles nous devons beaucoup pour leur collaboration dans différents domaines :

Dr. Jean Pierre Digoutte, Directeur de l'Institut Pasteur de Dakar,
Dr. Phillippe Mathieu, représentant de l'ORSTOM au Sénégal

A tous ceux qui ont apporté leur soutien pour la réalisation de ce travail, notamment Dr. Guy Girault de l'Institut Pasteur de Dakar, Dr. François Adam mammologiste à l'ORSTOM, Ousmane Faye stagiaire au laboratoire ORSTOM de Zoologie médicale.

Nous remercions tout le personnel technique du département de Biologie Animale et de l'Institut Pasteur de Dakar.

Il convient pour terminer de dire quelques mots de l'aide qui a été apportée par les techniciens de la station ORSTOM de Bandia. Leur collaboration efficace à faciliter la prospection du terrain. Sincères remerciements.

Enfin je dédie ce travail à mes parents à mes frères, à mes amis et à tous mes camarades de promotion.

Sommaire

	Pages
Introduction	1
Chapitre 1. Le milieu	2
1-1 Situation géographique	2
1-2 Facteurs bioclimatiques	2
1-2-1 Climatologie	2
1-2-2 Végétation	3
Chapitre 2. Matériels et Méthodes	6
2-1 Capture et récolte du matériel	6
2-1-1 Sur roussettes	6
2-1-2 Dans le puits	6
2-2 Conservation du matériel	6
2-3 Critique des méthodes de capture	7
2-4 Méthodes d'étude	7
2-4-1 Microscopie optique	7
2-4-2 Microscopie électronique à balayage	8
Chapitre 3. Biologie et cycle de développement de l' <i>Alectorobius</i> .	9
3-1 Elevage des stases préimaginales	9
3-1-1 La larve	9
3-1-2 Les nymphes	10
3-2 Elevage des imagos et accouplement	15

Chapitre 4. Etudes en microscopies photonique et électronique à balayage de l' <i>Alectorobius</i> .	
Description des différentes stases.	20
4-1 Morphologie et systématique des Argasidae	20
4-1-1 Morphologie générale de l'adulte	20
Exemple d' <i>Alectorobius</i> (<i>Alectorobius</i>) <i>maritimus</i> (Vermeil et Marguet, 1967)	
-Le gnathosoma	20
-L'idiosoma	20
4-1-2 Systématique des Argasidae	22
4-2 Etude descriptive de l' <i>Alectorobius</i>	25
4-2-1 La larve	25
4-2-2 Les nymphes	34
4-2-3 Les imagos	43
4-3 Comparaison avec les espèces voisines-Discussion	58
Chapitre 5. Eléments d'écologie de la tique	69
Conclusion	71
Bibliographie	77

Introduction

Les Argasina sont des tiques caractérisées à la stase imaginaire et nymphale par un appareil buccal suceur infère et logé dans une dépression. Ils présentent des phases de parasitisme temporaire et des phases libres pendant lesquelles on observe des mues et des métamorphoses.

Ces tiques forment un sous-ordre selon la classification adoptée par les acarologues de langue française, Van Der Hammen, 1968; puis Camicas et Morel, 1977.

Leur importance parasitologique réside essentiellement dans leur pouvoir transmetteur de divers agents pathogènes comme les *Borrelia* par *Alectorobius (Theriodoros) sonrai*, le virus de la fièvre hémorragique de Crimée-congo par *Argas (Persicargas) persicus*, celui de la peste porcine par *Alectorobius moubata porcinus*, les spirochètes également transmis aux oiseaux par certaines tiques du genre *Argas*.

La biologie des Argasina est très peu connue au Sénégal, à fortiori celle des ectoparasites de chauves souris.

Les seules études faites jusqu'ici ont porté sur des tentatives d'identification de larves d'*Alectorobius* de roussettes à Bandia par M. Cornet en 1965, puis Camicas en 1966 et 1967 et à Kédougou, Salémata et Bandafassi par Camicas en 1971 et Morel en 1974.

A ce propos, les avis ont été contradictoires et les observations sont restées inédites. En effet, Camicas les a déterminées comme étant identiques à *Alectorobius faini* et Morel comme identiques à *Alectorobius salahi*.

Ainsi, nous avons entrepris, dans le présent travail, de déterminer le plus exactement possible l'espèce de tique qui parasite *Rousettus aegyptiacus occidentalis* à Bandia, et d'approfondir nos connaissances sur la biologie et la morphologie externe des *Alectorobius*.

Le cycle de développement a été étudié grâce à un élevage réussi au laboratoire et les moyens des microscopies photonique et électronique à balayage nous ont permis d'arriver au diagnostic spécifique.

Chapitre 1

Le milieu

1-1 Situation géographique

Le village de Bandia est situé à 70 km au SE de Dakar (14° 35 N - 17° 01 W).

Il se situe dans la sous préfecture de N'Guékokh du département de M'Bour, à 2 km de Sindia sur la piste latéritique qui mène vers Thiès.

La "forêt" (savane arborée à baobabs et arbustive à *Acacia* spp) qui lui est contiguë et portant son nom a été classée en 1933.

Actuellement, elle comporte trois zones distinctes de superficies très larges qui font l'objet de protection de la part de services spécialisés (Direction des Recherches sur les Productions Forestières ; Eaux et Forêts; Parc privé).

Ainsi, les actions anthropiques sont contrôlées, l'intervention de l'homme y est réduite au strict minimum.

La forêt de Bandia correspond au bord oriental du Horst de N'Diass. La faille qui met au contact le Maestrichtien et le Paléocène a, au niveau de Bandia, un rejet nul. Au Nord, elle présente un rejet de 30 à 50 m formant ce qu'on appelle "la falaise de Thiès" qui borde à l'ouest le plateau cuirassé éocène de Thiès.

La zone a été arrosée par la Somone aujourd'hui complètement asséchée. Cette rivière naquit du ruissellement sur la falaise de Thiès qu'elle longeait à son pied pour ensuite prendre une direction perpendiculaire. Elle a dû avoir, à une certaine époque, un débit assez fort, au moins saisonnièrement. Aujourd'hui son lit demeure encore et en périodes de bonnes précipitations des points d'eau naissent et persistent 1 à 2 mois après l'hivernage (Figure 1).

1-2 Facteurs bioclimatiques

1-2-1 Climatologie

Bandia est situé dans la zone soudanienne nord, entre les isohyètes 600 et 700 mm, en bordure de l'Océan Atlantique où l'influence des alizés se fait sentir de décembre à mars du fait de la proximité de la mer définissant une zone climatique subcanarienne.

Il y a un contraste nettement tranché entre la saison sèche qui dure d'octobre à juin et la saison des pluies qui dure de juillet à octobre. (Tableau 1).

Il est à remarquer que depuis quelques années la saison des pluies accuse un retard et se termine plus tôt. On note ainsi une diminution des précipitations par rapport à la moyenne observée durant ces derniers temps (Atlas du Sénégal, 1983).

Les vents dominants en saison sèche sont l'harmattan, alizé continental chaud et sec du nord est, opposé à l'alizé maritime frais et humide soufflant du nord ouest. En saison des pluies la mousson domine.

1-2-2 Végétation

Jadis très dense en associations végétales, la zone aujourd'hui donne l'aspect d'une vaste étendue de savane arbustive et/ou arborée dominée par des Mimosaceae dont *Acacia nilotica*, *Acacia seyal*, *Acacia sieberiana*, *Acacia ataxacantha* et des Bombacaceae (*Adansonia digitata*) avec des trous, abris de chiroptères.

Des réserves de faune et de flore ont été créées avec différentes variétés d'arbres et d'arbustes plus ou moins denses laissant entrevoir des galeries forestières.

A l'est, au delà des zones de mise en défens, la savane reprend, arborée et/ou arbustive avec différentes variétés d'épineux, des Combrétaceae (*Combretum micranthum*), des Capparidaceae (*Boscia senegalensis*) et des Caesalpinaceae (*Cassia tora*).

Pendant l'hivernage, les *Cassia tora* dominent les autres arbustes en importance et couvrent toute la zone.

Nous avons pu distinguer dans la zone deux aspects naturels principaux : les galeries forestières et la savane (Figure 2).

Les zones mises en culture par les agriculteurs doivent être considérées comme milieux naturels secondaires. La distribution des mammifères, les abris diurnes et plus particulièrement la dynamique nocturne des chiroptères sont influencés par ces différents aspects naturels.

Nos prospections ont permis de voir que les chiroptères sont très sensibles à la dégradation du milieu.



FIG.1...Lit de la Somone



FIG.2 Galerie forestière (G.f) et savane (S)

Tableau 1. Pluviométrie de la station de Bandia année 1992

jour	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
1									50,4			
2									44,5	5,0		
3									2,8	6,8		
4												
5									9,6			
6												
7												
8												
9									18,4			
10												
11												
12												
13								6,0				
14												
15												
16							94,0					
17												
18									4,0			
19								18,6				
20								0,6				
21												
22												
23												
24												
25								11,3	10,0			
26							12,3	1,3				
27							4,1					
28								33,6				
29								13,4				
30								19,8				
31								16,5				
Total							110,4	121,1	139,7	11,8		

Total : 383,0 mm d'eau pour 20 jours de pluie (très déficitaire, il manque près de 300 mm de pluie).

Chapitre 2

Matériels et méthodes

2-1 Capture et récolte du matériel

2-1-1 Sur roussettes

Les récoltes de tiques ont été effectuées sur des roussettes capturées avec des filets (nasse) dans les plantations de manguiers et devant l'ouverture d'un ancien puits abandonné réalisant une sorte de cave à Bandia. Les hôtes ont été maintenus en captivité dans des cages grillagées placées au dessus de plateaux dont les rebords sont entourés de papier collant permettant de retenir les tiques après leur repas sanguin.

Les chauves souris sont nourries avec des bananes ou des mangues. Une pissette remplie d'eau leur sert d'abreuvoir. Les tiques gorgées se détachent et sont soigneusement récupérées au fond du plateau à l'aide d'un pinceau souple trempé dans l'eau ou bien décollées du papier collant bordant le plateau avec un pinceau trempé dans l'acétate d'éthyle puis rincées dans l'eau et séchées sur du papier buvard. Ensuite elles sont mises en élevage dans des tubes de Borel dont l'ouverture est fermée avec de la gaze.

2-1-2 Dans le puits

La descente dans le puits à l'aide d'une échelle de corde nous a permis de voir une seule tique qui se déplaçait sur la surface rugueuse et crevassée de la paroi. Les fissures pourraient certainement abriter des tiques mais nous n'avons pas pu en récolter.

Ce puits présente une petite ouverture d'environ 1 m de diamètre. Il donne l'aspect d'une chambre souterraine à plafond haut et vouté aux coins de laquelle les roussettes s'agrippent pendant la journée.

2-2 Conservation du matériel

Les tiques récoltées sur le terrain sont placées dans des piluliers fermés avec de la gaze. Sur chaque pilulier, on colle une étiquette sur laquelle sont mentionnés la date de récolte, le lieu, l'heure et le nom du récolteur.

Les piluliers sont ensuite rangés dans une glacière à l'intérieur de laquelle on a pris le soin d'installer un coton imbibé d'eau afin d'assurer une certaine hygrométrie durant le séjour sur le terrain.

2-3 Critique des méthodes de capture.

Les roussettes sont des animaux de moeurs nocturnes. On intervient donc la nuit pour les piéger dans les plantations. Certaines mesures de sécurité doivent être prises lors d'une descente dans une cave car ces cavités souterraines présentent des risques d'éboulement.

La prospection des gîtes souterrains entraîne une perturbation du milieu. Dès l'apparition de l'homme devant l'ouverture du puits les chauves souris volent aux alentours du trou et sortent même complètement pour se sauver en masse. D'autres restent dans les endroits les plus reculés du puits où elles s'agrippent.

2-4 Méthodes d'étude

2-4-1 Microscopie optique

*Technique de montage des tiques

La technique classique de préparation utilisée est celle de Langeron. Elle consiste en cinq opérations successives : éclaircissement, rinçage, déshydratation, ramollissement et montage au baume du Canada.

Eclaircissement. Les tiques préalablement fixées dans l'éthanol à 70° sont transférées dans une solution de potasse à 2% pendant 5 à 10 minutes. On surveille l'éclaircissement en observant les tiques dans leur bain de potasse.

Rinçage. On les rince à l'eau distillée pendant 10 mn avant de les passer ensuite dans la solution de Marc André A pendant 10 mn.

Déshydratation. Elle se fait en passant les tiques successivement dans l'éthanol à 70° (15 mn), l'éthanol à 80° (10 mn) et l'éthanol à 95° (15 mn)

Ramollissement. On les passe de l'éthanol à 95° à la créosote de Hêtre (45 mn)

Montage. Il se fait entre lame et lamelle dans une goutte de baume du Canada.

Lors du montage la masse d'excréta au niveau de l'uropore apparaît parfois opaque, surtout chez les spécimens plus ou moins gorgés, mais se trouve assez régulièrement chassée hors de l'idiosoma qui se crève lorsqu'on presse la lamelle sur la préparation. Les montages se font à la loupe binoculaire, la tique est posée sur la lame, la face ciblée vers le haut, dans un milieu très fluide de baume du Canada généralement dilué avec de la créosote de Hêtre pour obtenir une horizontalité maximale du matériel. Les lames sont séchées à l'étuve à une température de 38 °C pendant 5 jours.

Chez les Argasina, le décompte des soies de l'idiosoma, leur mensuration et leur distance relative permettent souvent d'identifier l'espèce avec l'appui d'autres caractères que sont la formule hypostomale, l'aspect et la chaetotaxie des palpes. Pour cette raison, nous avons exploité le maximum de critères taxonomiques chez la larve.

*Dessin

Les dessins ont été faits à la chambre claire avec un microscope optique Olympus BH. Les mensurations ont été obtenues après étalonnage à l'aide d'un micromètre objectif.

2-4-2 Microscopie électronique à balayage

Les tiques sont fixées au Glutaraldéhyde 2,5% dans du tampon cacodylate de sodium 0,1 M pendant 12 à 24 heures.

On passe le matériel aux ultrasons pendant 2 mn.

On rince ensuite les tiques dans du tampon phosphate 0,1 M, pH 7,2 (3 fois 30 mn)

La déshydratation se fait dans des bains d'acétone de concentration croissante.

Acétone 70° : 2 bains de 30 mn chacun

Acétone 90° : 2 bains de 30 mn chacun

Acétone 100° : 1 bain d' 1 heure.

On fait séjourner les tiques dans de l'acétone pure pendant une nuit .

Elles sont ensuite stockées dans l'acétone 100 %.

Le matériel est traité au point critique avant d'être placé sur des supports métalliques et recouvert d'une couche d'or par ionisation à l'aide d'un "Ion Sputter J F C 1100"

Les observations ont été faites au microscope électronique à balayage Jéol 35 CF.

Chapitre 3

Biologie et cycle de développement de l'*Alectorobius*

3-1 Elevage des stases préimaginales

3-1-1 La larve

La colonie a été établie à partir de 75 larves gorgées récoltées les 6 et 7 janvier 1993 sur des roussettes capturées dans un ancien puits à Bandia. Les chauves souris sont maintenues en captivité dans des cages grillagées placées au dessus de plateaux comme précédemment décrit.

Les larves se gorgent uniquement sur la partie velue du corps avec une plus grande présence au niveau du 1/3 dorsal. Ces larves ayant été trouvées déjà fixées sur les roussettes, on n'a pas pu déterminer avec exactitude la durée du repas larvaire. Toutefois, elles se détachent après quelques heures de fixation. Les temps minimum de gorgement ainsi obtenus sont groupés dans le tableau 2.

Classe n_j	Temps de gorgement t_j	$n_j t_j$
13	27	351
7	29	203
3	31	93
10	35	350
15	37	555
27	47	1269
$n = 75$	moyenne = 37,61	$\sum n_j t_j = 2821$

Tableau 2 : Durée minimum du repas sanguin en heures pour la stase larvaire.

(n_j étant un nombre d'individus mettant un temps t_j pour se détacher après capture, n le nombre total d'individus).

La moyenne de ces temps est de :

$$m = \sum n_j t_j / n = 2821 / 75 = 37,61$$

Au laboratoire ces larves gorgées ont été placées chacune dans un pilulier renfermant un papier plié en accordéon qui rappelle les crevasses du gîte et fermé avec de la gaze pour permettre aux tiques de subir l'hygrométrie et la température induites par les conditions d'élevage du dessiccateur.

Il contient une solution saturée de NaCl qui confère au milieu d'élevage une humidité relative de 75% (Winston et Bates, 1960). Le renouvellement de l'air dans le dessiccateur est assuré par son ouverture quotidienne. Ce dernier est maintenu dans l'étuve sèche à une température constante de 25°C.

Au bout de quelques jours d'immobilisation, les larves se débarrassent de leur ancien tégument et se transforment en nymphes octopodes de stade 1.

3-1-2 Les nymphes

Le nombre de stades nymphaux est de 4 pour le mâle, 5 pour la femelle.

Chaque stade nymphal prend un repas sanguin et subit une mue.

Le temps de gorgement des stades nymphaux est beaucoup plus court que celui de la larve et n'excède jamais 20 mn.

Les nymphes sont gorgées en couchant la chauve souris sur le dos, les deux membranes alaires dépliées et immobilisées sur le support. Pour chaque stade nymphal, nous avons déterminé le temps de gorgement pour tous les individus. Les résultats sont groupés dans les tableaux ci dessous.

Classe n_i	Temps de gorgmt t_i	$n_i t_i$	$t'_i = t_i - 10$	$n_i t'_i$	$n_i t'^2_i$
3	8	24	-2	-6	12
4	9	36	-1	-4	4
33	10	330	0	0	0
7	11	77	1	7	7
19	13	247	3	57	171
1	15	15	5	5	25
$n = 67$	moyenne = 10,88	$\sum n_i t_i = 729$		$T_1 = 59$	$T_2 = 219$

Tableau 3 : Durée du repas sanguin en mn pour les nymphes de stade 1.

La moyenne des temps de gorgement est de :

$$m = \sum n_i t_i / n = 729 / 67 = 10,88$$

Pour le calcul de la variance, on peut faire un changement d'origine en prenant comme origine provisoire un des temps de gorgement de l'échantillon.

$$s^2 = \frac{1}{n-1} \left[T_2 - \frac{(T_1)^2}{n} \right] = 1/66 \times [219 - (59)^2/67]$$

$$s^2 = 1/66 \times [219 - 51,955] = 2,53$$

L'écart type est la racine carrée de la variance, il est égal à :

$$\sigma = \sqrt{s^2} = \sqrt{2,53} = 1,59$$

$$m \pm 2\sigma = 10,88 \pm 2(1,59) = 10,9 \pm 3,2$$

Le risque étant de 5%, il ya donc 5 chances sur 100 pour que le temps de gorgement d'une nymphe de stade 1 prise dans l'échantillon soit situé en dehors de la moyenne $\pm 2\sigma$, c'est à dire en dehors de l'intervalle [7,7; 14,1]. Pour un échantillon de n sujets ($n \geq 30$), les bornes de l'intervalle de confiance de la moyenne à 5% sont obtenues par la formule $m \pm 2s/\sqrt{n}$, s étant l'écart type estimé sur l'échantillon.

$$s^2/n = 2,53/67 \text{ donc } s/\sqrt{n} = 1,59/\sqrt{67} = 0,19$$

$$2s/\sqrt{n} = 0,38 \approx 0,4$$

Les bornes de l'intervalle de confiance de la moyenne des temps de gorgement sont :

$$\text{première valeur} = 10,9 - 0,4 = 10,5$$

$$\text{deuxième valeur} = 10,9 + 0,4 = 11,3$$

$$\text{IC} = [10,5; 11,3]$$

On risque de se tromper en moyenne 5 fois sur 100 en disant que la moyenne des temps de gorgement dans la population est comprise entre 10,5 et 11,3.

Classe n_j	Temps de gorgmt t_j	$n_j t_j$	$t'_j = t_j - 7$	$n_j t'_j$	$n_j t'_j{}^2$
6	5	30	-2	-12	24
22	7	154	0	0	0
28	8	224	1	28	28
3	9	27	2	6	12
$n = 59$	moyenne = 7,37	$\sum n_j t_j = 435$		$T_1 = 22$	$T_2 = 64$

Tableau 4 : Durée du repas sanguin en mn pour les nymphes de stade 2.

La moyenne des temps de gorgement est de :

$$m = \sum n_j t_j / n = 435 / 59 = 7,37$$

La variance est $s^2 = 0,962$

L'écart type estimé sur l'échantillon est 0,970

$$m \pm 2\sigma = 7,4 \pm 1,94$$

L'intervalle de confiance de la moyenne des temps de gorgement est de $7,4 \pm 0,3$

$$IC = [7,1; 7,7]$$

Classe n_j	Temps de gorgmt t_j	$n_j t_j$	$t'_j = t_j - 12$	$n_j t'_j$	$n_j t'_j{}^2$
6	9	54	-3	-18	54
23	12	276	0	0	0
18	13	234	1	18	18
3	15	45	3	9	27
1	16	16	4	4	16
$n = 51$	moyenne = 12,25	$\sum n_j t_j = 625$		$T_1 = 13$	$T_2 = 115$

Tableau 5 : Durée du repas sanguin en mn pour les nymphes des stade 3.

La moyenne des temps de gorgement est de :

$$m = \sum n_j t_j / n = 625 / 51 = 12,25$$

La variance est $s^2 = 2,23$

L'écart type estimé sur l'échantillon est 1,49

$$m \pm 2\sigma = 12,25 \pm 2,9$$

L'intervalle de confiance de la moyenne des temps de gorgement est de $12,25 \pm 0,41$

IC = [11,84;12,67]

Classe n_i	Temps de gorgement t_i	$n_i t_i$	$t'_i = t_i - 7$	$n_i t'_i$	$n_i t'^2_i$
15	5	75	-2	-30	60
8	6	48	-1	-8	8
10	7	70	0	0	0
6	8	48	1	6	6
3	9	27	2	6	12
1	12	12	5	5	25
$n = 43$	moyenne = 6,51	$\sum n_i t_i = 280$		$T_1 = -21$	$T_2 = 111$

Tableau 6 : Durée du repas sanguin en mn pour les nymphes de stade 4.

La moyenne du temps de gorgement est de :

$$m = \sum n_i t_i / n = 280 / 43 = 6,51$$

La variance est $s^2 = 2,398$

L'écart type estimé sur l'échantillon est 1,54

$$m \pm 2\sigma = 6,51 \pm 3$$

L'intervalle de confiance de la moyenne des temps de gorgement est de $6,5 \pm 0,46$

IC = [6,04; 6,96]

Après la quatrième mue nymphale, on obtient d'une part des imagos mâles et d'autre part des nymphes 5 qui donneront après une métamorphose des femelles.

Un seul cas de mortalité a été observé au cours du passage du stade 4 au stade suivant.

Pour déterminer le temps de gorgement on a isolé les nymphes 5 des mâles.

Classe n_i	Temps de gorgement t_i	$n_i t_i$	$t'_i = t_i - 7$	$n_i t'_i$	$n_i t'_i{}^2$
3	5	15	-2	-6	12
1	6	6	-1	-1	1
4	7	28	0	0	0
1	8	8	1	1	1
1	9	9	2	2	4
1	10	10	3	3	9
1	11	11	4	4	16
$n = 12$	moyenne = 7,25	$\sum n_i t_i = 87$		$T_1 = 3$	$T_2 = 43$

Tableau 7 : Durée du repas sanguin en mn pour les nymphes de stade 5.

La moyenne des temps de gorgement est de :

$$m = \frac{\sum n_i t_i}{n} = \frac{87}{12} = 7,25$$

La variance est $s^2 = 3,84$

L'écart type estimé sur l'échantillon est 1,95

$$m \pm 2\sigma = 7,25 \pm 3,9$$

Pour un échantillon de n sujets ($n \leq 30$) les bornes de l'intervalle de confiance de la moyenne à 5% sont obtenues par la formule $m \pm t s / \sqrt{n}$, s étant l'écart type estimé sur l'échantillon et t la valeur donnée par la table de t pour le nombre de degré de liberté ($n-1$) et le risque 5%.

Pour $ddl = n-1 = 12 - 1 = 11$, on lit sur la table de t , $t = 2,2$

Les bornes de l'intervalle de confiance de la moyenne sont :

$$\text{première valeur} = 7,25 - (2,2 \times 1,95) / \sqrt{12} \approx 7,3 - 1,25 = 6,01$$

$$\text{deuxième valeur} = 7,25 + (2,2 \times 1,95) / \sqrt{12} \approx 7,3 + 1,25 = 8,55$$

$$IC = [6; 8,55]$$

3-2 Elevage des imagos et accouplement

Classe n_i	Temps de gorgement t_i	$n_i t_i$	$t'_i = t_i - 8$	$n_i t'_i$	$n_i t_i^2$
1	5	5	-3	-3	9
1	6	6	-2	-2	4
5	8	40	0	0	0
7	9	63	1	7	7
6	10	60	2	12	24
2	12	24	4	8	32
1	15	15	7	7	49
$n = 23$	moyenne = 9,3	$\sum n_i t_i = 213$		$T_1 = 29$	$T_2 = 125$

Tableau 8 : Durée du repas sanguin en mn pour les imagos mâle.

La moyenne des temps de gorgement est de :

$$m = \frac{\sum n_i t_i}{n} = \frac{213}{23} = 9,26$$

$$\text{La variance est } s^2 = 4,01$$

L'écart type estimé sur l'échantillon est 2,004

$$m \pm 2\sigma = 9,3 \pm 4$$

Pour ddl = $n-1 = 23 - 1 = 22$, on lit sur la table de t , $t = 2,07$

Les bornes de l'intervalle de confiance de la moyenne sont :

$$\text{première valeur} = 9,3 - (2,07 \times 2) / \sqrt{23} \approx 9,3 - 0,86 = 8,4$$

$$\text{deuxième valeur} = 9,3 + (2,07 \times 2) / \sqrt{23} \approx 9,3 + 0,86 = 10,2$$

$$\text{IC} = [8,4; 10,2]$$

Chez la plupart des Argasidae, le repas sanguin de l'imago est nécessaire pour terminer la spermatogenèse. A l'éclosion, les mâles sont immatures.

Pendant que le mâle parachève sa spermatogenèse suite à son repas imaginal, la nymphe 5 termine sa métamorphose et donne une femelle prête à l'accouplement dès l'émergence hors de son exuvie.

La femelle issue de la dernière métamorphose nymphale peut être fécondée avant même qu'elle n'ait pris son premier repas sanguin.

Pour cette raison nous avons pris le soin de les accoupler au premier jour de leur vie adulte en les réunissant toutes avec des mâles gorgés, pendant plusieurs jours, dans des tubes de Borrel contenant un papier filtre plié en accordéon.

Le tube est installé dans le dessiccateur, ce dernier étant tous les matins enveloppé d'un papier parfaitement opaque aux rayons lumineux pour reproduire les conditions photopériodiques des gîtes.

L'accouplement a été également réalisé en faisant gorger les femelles au préalable avant de les mettre au contact des mâles également gorgés.

Contrairement aux Amblyommidæ chez lesquels la femelle se fixe mais ne se gorge qu'en présence du mâle venu au contact d'elle pour copuler (pause trophique virginale de Morel; Morel, 1978), les femelles d'Argasidæ n'exigent pas de copulation préalable pour se gorger. Cependant, il a été constaté que le repas de la femelle d'*Alectorobius* de roussette du Sénégal n'a pas été volumineux et que même la plupart des femelles se fixent sans se gorger. On n'a pas pu déterminer avec exactitude, comme pour les stades nymphaux, la durée du temps de gorgement chez la femelle, en raison des nombreuses variations du comportement. Toutefois certaines d'entre elles se détachent au bout de 7 mn de fixation mais n'apparaissent pas complètement gorgées comme pour les mâles et pour les stases préimaginales.

Nous avons également tenté d'immobiliser la roussette dans une caisse avec du papier collant pendant toute une nuit et en jetant 6 couples de tiques à l'intérieur. Au lendemain 7 tiques dont 4 femelles ont été récupérées légèrement gorgées, les autres ayant disparu par les trous d'aération. Ce lot a été mis en élevage isolément pendant plusieurs jours en faisant gorger les tiques tous les 10 jours.

Des essais d'accouplement sont faits dans différentes conditions :

- à la température ambiante de l'insectarium qui variait de 25 à 29°C,
- à une température constante de 25 °C,
- à une température constante de 28 °C.

Une solution saturée de NaCl au fond du dessiccateur confère au milieu d'élevage une hygrométrie de 75%.

A l'heure actuelle, on ignore dans quelles conditions l'accouplement doit avoir lieu. En effet, malgré la multiplication des tentatives, on n'a pas pu observer le phénomène qui, chez d'autres espèces d'*Alectorobius* a été observé pendant plusieurs heures.

Sauf pour la stase larvaire dont la durée du repas excède un jour, l'*Alectorobius* se gorge rapidement sur les vaisseaux de la membrane alaire de la roussette, *Rousettus aegyptiacus occidentalis* (Mammalia, Chiroptera, Pteropidae).

Les nymphes et les adultes émettent le liquide coxal bien après le repas sanguin. Ce phénomène a été observé dans les tubes d'élevage chez les imagos. En effet, quelques minutes après le gorgement, ils s'immobilisent et laissent couler le liquide coxal le long du trochanter I.

Au laboratoire toutes les étapes du cycle de développement se déroulent en atmosphère artificielle.

Pendant le gorgement, les poils de l'hôte et sa transpiration offrent aux tiques les conditions favorables à la prise du repas de sang.

Au cours de la succession des stases, on a constaté un seul cas de mortalité. A 25 °c, l'élevage a été effectué avec un taux de réussite de presque 100%. La durée des métamorphoses et des mues est indiquée dans le tableau A.

Dans le cycle naturel des tiques, la métamorphose est toujours suivie d'un temps d'élimination des déchets métaboliques et de durcissement de l'hypostome. Ce temps pendant lequel la tique est inapte à se gorger est appelé temps de pré-gorgement. Dans les conditions expérimentales de laboratoire, nous avons arbitrairement fixé ce temps à 7 jours pour qu'il y ait plus de chance de prise d'un repas sanguin rapide.

Avant de réaliser son ovogenèse, la femelle d'*Alectorobius (Reticulinasus) sp* doit s'accoupler et prendre son repas sanguin. Le temps qui s'écoule avant la ponte représente la durée de la préoviposition. L'embryogenèse correspond aux différentes phases de développement de l'embryon dans l'oeuf.

La durée de ces deux étapes du cycle de développement n'a pu être précisée en raison de l'absence de ponte.

Le tableau B résume le cycle global de l'élevage; ce dernier pouvant se schématiser ainsi:

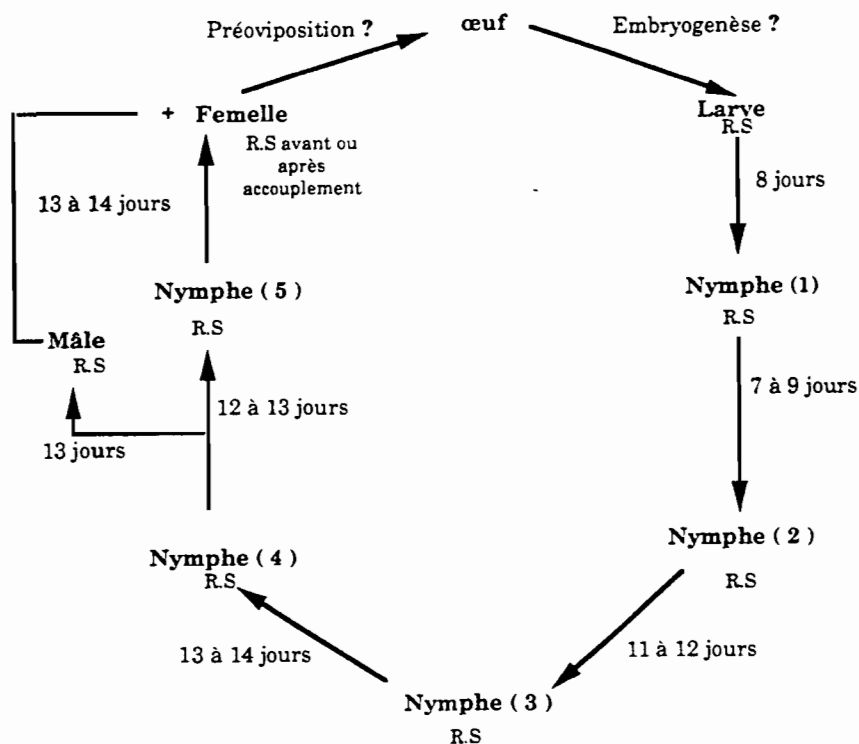


Schéma du cycle de développement d'*Alectorobius (Reticulinasus) sp* du Sénégal

N.B. Les temps indiquent la durée de la métamorphose ou de la mue

R.S = repas de sang pris 7 jours après la métamorphose ou la mue

Stase		Métamorphose ou mue (en jours)	Temps de pré-gorgement (en jours)
Larvaire		8	non déterminé
Nymphale	N1	7 à 9	7
	N2	11 à 12	7
	N3	13 à 14	7
	N4	12 à 13	7
	N5	13 à 14	7

Tableau A : Durée des métamorphoses et temps de pré-gorgement des stases préimaginales au cours du cycle de développement d'*Alectorobius (Reticulinasus) sp* réalisé à la température constante de 25° c

(Le temps de pré-gorgement a été arbitrairement fixé à 7 jours)

Elevage Alectorobius (Reticulinasus) sp

Hôte Roussette

Stase larvaire

Repas larvaire environ 37,61 h
Métamorphose larvaire 8 j

Stase nymphale

N1

Repas 10,88 mn (10,5-11,3)
Mue 7 à 9 j

N2

Repas 7,37 mn (7,1-7,7)
Mue 11 à 12 j

N3

Repas 12,25 mn (11,84-12,67)
Mue 13 à 14 j

N4

Repas 6,51mn (6-7)
Mue 12 à 13 j (pour donner N5)
Métamorphose 13 j (pour donner l'imago mâle)

N5

Repas 7,25 mn (6-8,5)
Métamorphose 13 à 14 j

Stase imaginale

Mâle

Repas 9,3 mn (8,4-10,2)

Femelle

Repas environ 7 mn

Tableau B : Durée des métamorphoses, des mues (à 25 °c) et des phases parasitaires chez *Alectorobius (Reticulinasus) sp*

Chapitre 4

Etudes en microscopies photonique et électronique à balayage de l'*Alectorobius*.

Description des différentes stases.

4-1 Morphologie et Systématique des Argasidae

4-1-1 Morphologie générale de l'imago

Exemple de *Alectorobius (Alectorobius) maritimus*
(Vermeil et Marguet, 1967)

-Le gnathosoma (Fig 5)

Au lieu d'être terminal comme chez les Ixodina, le capitulum d'*Alectorobius (Alectorobius) maritimus* est, comme celui de tous les Argasina, infère et logé dans une dépression profonde de la face ventrale de l'idiosoma qu'on appelle le camérostome.

Ce camérostome est bordé d'un collier membraneux qui permet au capitulum de coulisser dans l'excavation qui le loge. Ce collier contourne la limite postérieure de la basis capituli, s'étend de part et d'autre de celle-ci jusqu'à la hauteur de l'insertion des palpes. Suite à ce repli membraneux, les joues, longues, frappantes, s'étendent jusqu'au capuchon (hood des anglosaxons), à la limite de la marge antérieure de l'idiosoma.

Le gnathosoma comporte une partie distale, l'hypostome avec des rangées longitudinales de dents, et une partie proximale, la basis capituli ou collare portant des soies dites posthypostomales.

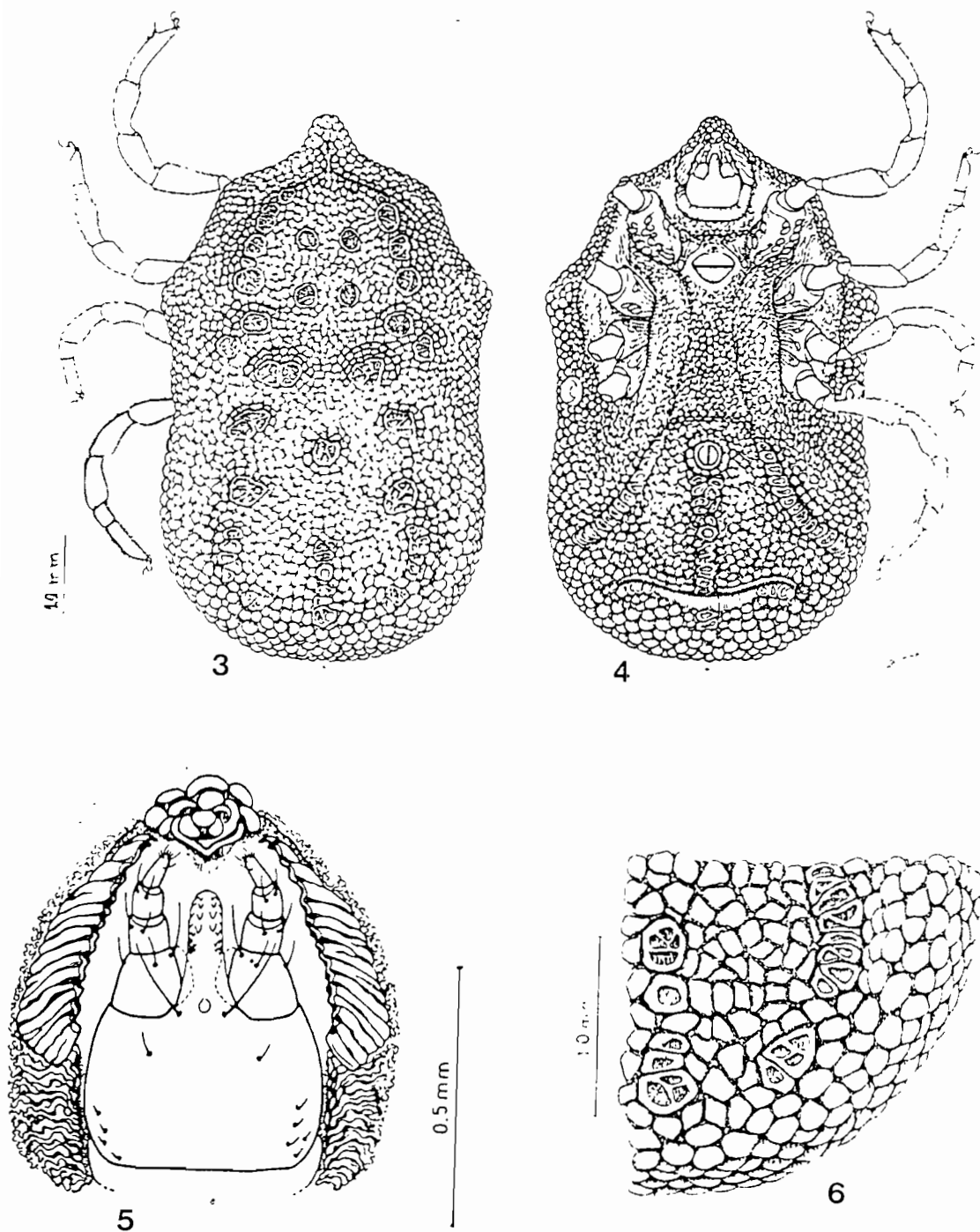
Deux pièces latéro-dorsales coulissent dans une gaine, ce sont les chélicères, et latéralement, on distingue les palpes portant des soies.

-L'idiosoma (Figures 3, 4 et 6)

La marge latérale du corps n'est pas différenciée en suture latérale, caractère spécifique de la sous famille des Argasinae.

Le tégument présente des granulations appelées mammillae et des disques ou sigilles correspondant à des zones d'insertion musculaire.

Sur la face ventrale on note la présence de sillons : sillon préanal, sillon médian postanal, sillon transverse postanal et des plis sur la face latérale de l'idiosoma : pli supracoxal.



Alectorobius (Alectorobius) maritimus
 (Vermeil et Marguet, 1967)

3, 4. Face dorsale et ventrale

5. Capitulum

6. Quadrant postérolatéral

The journal of Parasitology, 62 (5), Oct 1976

En arrière des coxae I, chez tous les Argasidae, s'ouvrent les orifices des glandes coxales par où est émis, pendant ou après le repas, le liquide coxal qui sert de véhicule à divers agents pathogènes, et en particulier les *Borrelia* agents des fièvres récurrentes.

Les yeux sont généralement absents, mais au nombre de deux paires lorsqu'ils existent, comme par exemple chez *Alectorobius savignyi* (Audouin, 1827).

Le gonopore femelle est en forme de fente transversale et situé dans une dépression de l'espace intercoxal un peu comparable au camérostome. Chez le mâle, le gonopore occupe la même position mais est en forme de demi cercle arrondi vers l'avant.

Comme tous les Ixodida, *Alectorobius* (*Alectorobius*) *maritimus* est hexapode à la stase larvaire et octopode aux stases nymphale et imaginaire.

4-1-2 Systématique des Argasidae

Alectorobius (*Reticulinasus*) *sp* est une "tique molle" (soft tick) qui, à l'instar des autres représentants de sa famille, a une position systématique discutée. Nous adopterons ici celle de l'Ecole Française (Camicas et Morel, 1977). Elle se présente comme suit :

- Embranchement des Arthropodes : Arthropoda Siebold & Stannius, 1845
- Sous- embranchement des Chélicérates : Chelicerata Heymons, 1901
- Classe des Arachnides : Arachnida Lamarck, 1801
- Sous- classe des des Acariens : (Nitzsch, 1818), Van Der Hammen, 1961
- Super ordre des Anactinotrichida (Grandjean, 1935), Van Der Hammen, 1961
- Ordre des Ixodida (Sundevall, 1833), Van Der Hammen, 1968
- Sous ordre des Argasina , Van Der Hammen, 1968
- Super-famille des Argasoidea Schulze, 1937
- Famille des Argasidae Murray, 1877
- Sous-famille des Ornithodorinae Pospelova- shtrom, 1946

Dans cette sous-famille on trouve le genre *Alectorobius* considéré comme un sous genre d'*Ornithodoros* par les acarologues anglosaxons.

Ce genre comprend 5 sous-genres parmi les quels le sous-genre *Reticulinasus* (Dumbleton, 1958). *Reticulinasus* a été décrit comme genre par Shulze (1941), rabaissé au rang de sous-genre d'*Ornithodoros* par Dumbleton en 1958; conception confirmée par Sonenshine, Clifford et Kohls en 1966. Camicas et Morel l'ont considéré comme un sous-genre d'*Alectorobius*.

Ce sous genre comprend :

- Alectorobius (Reticulinasus) piriformis* (Warburton, 1918) : Inde
- Alectorobius (Reticulinasus) batuensis* (Hirst, 1929) :
Malaisie (Hirst, 1929, 365; Hoogstraal, 1953, 256), Philippines (Kohls, 1950 B, 1-28), Bornéo (Hoogstraal, 1962, 185)
- Alectorobius (Reticulinasus) salahi* (Hoogstraal, 1953) : Egypte, Palestine, Liban
- Alectorobius (Reticulinasus) solomonis* (Dumbleton, 1958)
- Alectorobius (Reticulinasus) faini* (Hoogstraal, 1960) : Bassin du Congo
- Alectorobius (Reticulinasus) madagascariensis* (Hoogstraal, 1962) :
Madagascar

Il est à noter en plus que, depuis les travaux de El Shoura et al en 1984 sur l'organisation interne de *Nuttalliella namaqua* (Bedford, 1931) les points de vue sur la classification des tiques divergent.

En effet, El Shoura, Hoogstraal et Roshdy, en étudiant l'anatomie interne de *Nuttalliella namaqua* remarquent que :

- Le sac rectal est non lobé comme chez les Ixodina
- Les tubes de Malpighi ont une position identique à celle des Argasina
- L'appareil génital femelle a un ovaire transverse, un utérus bilobé et un vagin divisé en parties cervicale et vestibulaire comme chez les Argasina
- Le tube de connection entre utérus et vagin cervical a la même disposition et la même forme que celui des Ixodina, de même que la valve entre les deux parties du vagin
- Le nombre et l'arrangement des saccules de l'organe de Gené sont caractéristiques des Nuttalliellidae
- Quatre troncs trachéens ventraux et un dorsal naissent de l'atrium et sont divisés en plusieurs trachées comme chez les Argasina

En raison des caractères spécifiques à cette espèce et aux autres qu'elle partage avec les Ixodina et les Argasina, les auteurs ont pensé qu'il s'agit d'une branche phylogénétiquement distincte. En conséquence, Camicas, en 1992, a modifié la classification des tiques qui montre actuellement trois sous-ordres (Tableau 9).

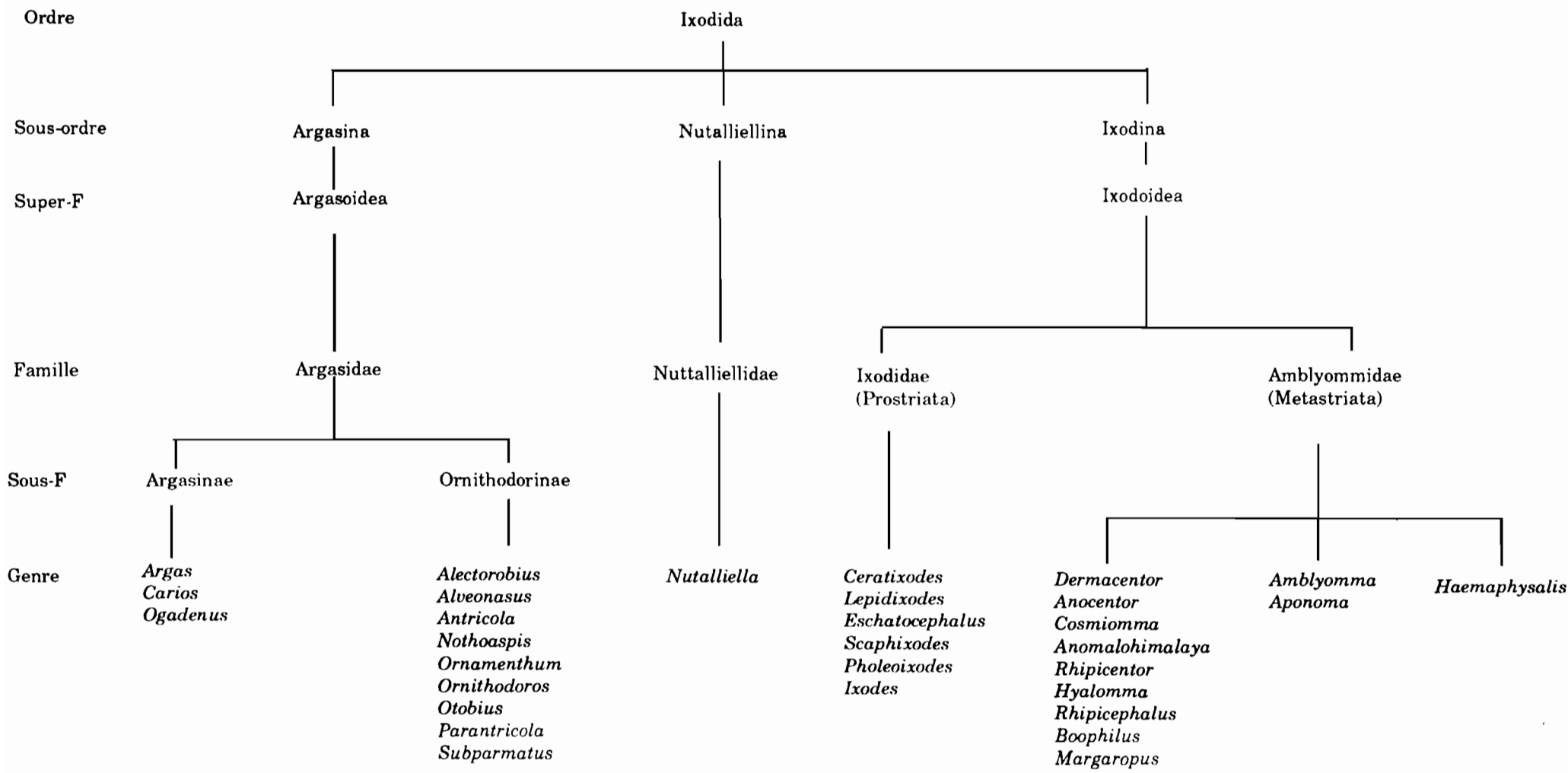


Tableau 9 : Classification des tiques

4-2 Etude descriptive de l'*Alectorobius*

4-2-1 La larve (Figures 7 à 16).

La larve gorgée tombée de son hôte mesure 1,05 à 1,16 mm de longueur. Elle est de couleur violacée avec des pattes orangée-pâle. Le corps est ovale allongé, plus arrondi postérieurement qu'antérieurement. Le tégument dorsal est finement strié présentant des rides profondes (Figure 7).

L'idiosoma porte sur sa face dorsale 14 paires de soies ainsi réparties:

- 3 longues paires postérieures (pte)
- 9 paires sublatérales dont
 - * 1 paire à la limite de la marge latérale du corps avant l'ébauche de la convexité de la marge postérieure.
 - * 2 paires au niveau des pattes III
 - * 2 paires au niveau des pattes II
 - * 2 paires au niveau des pattes I

Ces soies sont dites marginoventrales.

* 2 paires de soies antéro-externes (ate), au niveau de la base des palpes

- 2 paires submédianes de part et d'autre de la plaque dorsale larvaire par rapport à laquelle la paire antérieure est la plus proche.

Comme tous les Ixodida, l'*Alectorobius* est hexapode à la stase larvaire.

L'idiosoma porte sur sa face ventrale l'anus ou uropore présent dès l'émergence larvaire et les pattes qui s'insèrent directement sur le tégument par une pièce fixe, la coxa, suivie de 5 articles libres : (trochanter, fémur, genu (genua = patella), tibia et tarse). (Falke, 1931) (Figures 9 et 11).

L'idiosoma porte également, sur sa face ventrale, 14 paires de soies ainsi localisées (Figure 8) :

- 1 paire sur chaque coxa (= 6 paires de cx)
- 3 paires de soies centrales (ct) dans l'axe intercoxal
- 3 paires circumanales (ca) réparties autour de l'anus
- 1 paire postéro-externe (pte), avant la marge postérieure arrondie

- 1 paire de soies anales (sa) disposées sur l'anus .

Les 8 dernières paires sont médianes et distribuées depuis la base des coxae I jusqu'à la marge postérieure de l'idiosoma.

L' uropore est situé sur la moitié postérieure de la face ventrale de l'idiosoma plus près des coxa III que de la marge postérieure arrondie.

PLANCHE I

Alectorobius (Reticulinasus) sp, larve.

Fig. 7 : Face dorsale. id = idiosome, p = plaque dorsale larvaire,
ate = soies antéro-externes, pte = soies postéro-externes. x140

Fig.8 : Face ventrale. CX = coxa, a = anus, ca = soies circumanales,
ct = soies centrales, cx = soies coxales, pte = soies postéro-externes.
x 160.

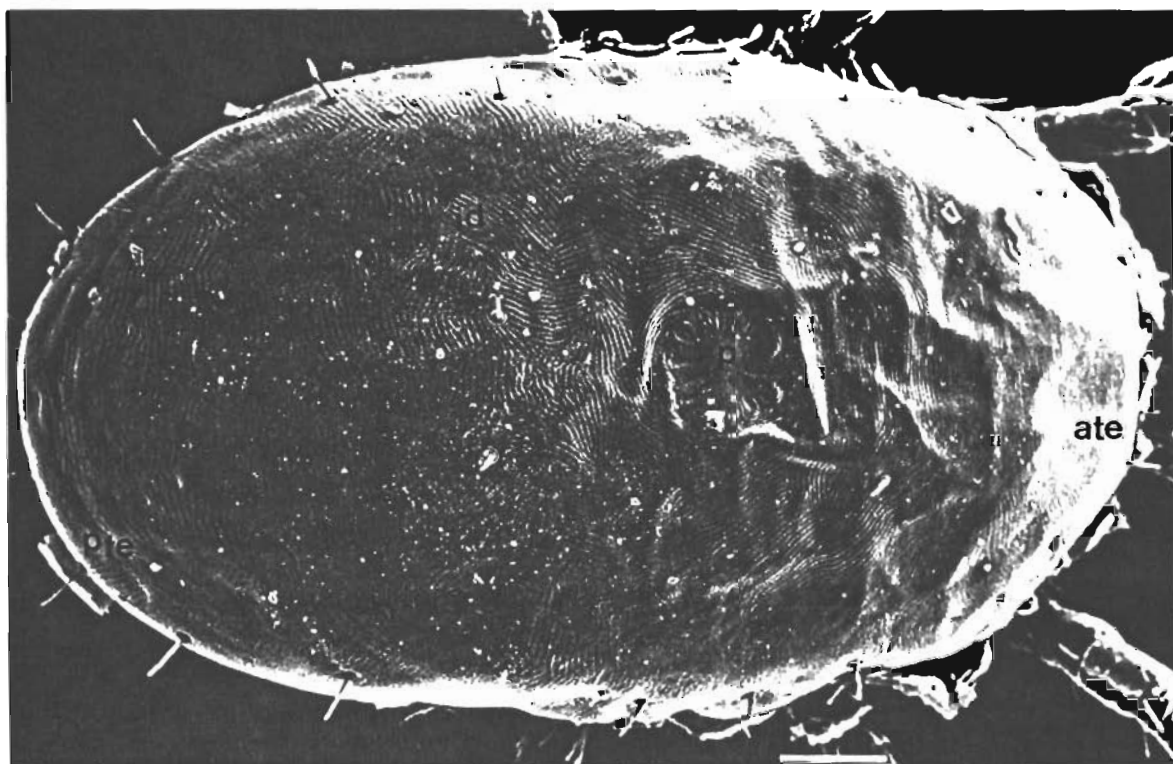


Fig.7

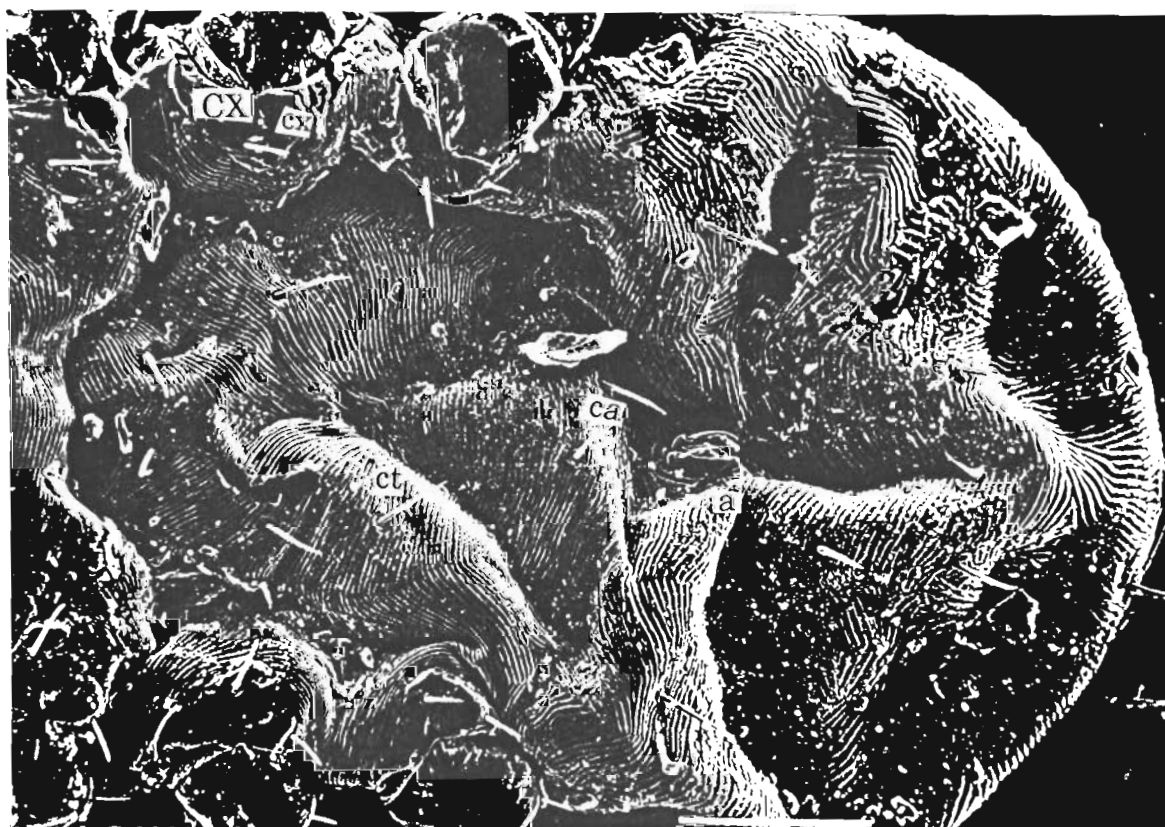


Fig.8

PLANCHE II

Alectorobius (Reticulinasus) sp, larve.

Fig. 9 : Patte P1. TR = trochanter, FM = fémur, GN = genual,
TB = tibia TS/1 = tarse1. x 260

Fig. 10 : Capitulum. H = hypostome, B.C = basis capituli,
p = pédipalpe. x 600

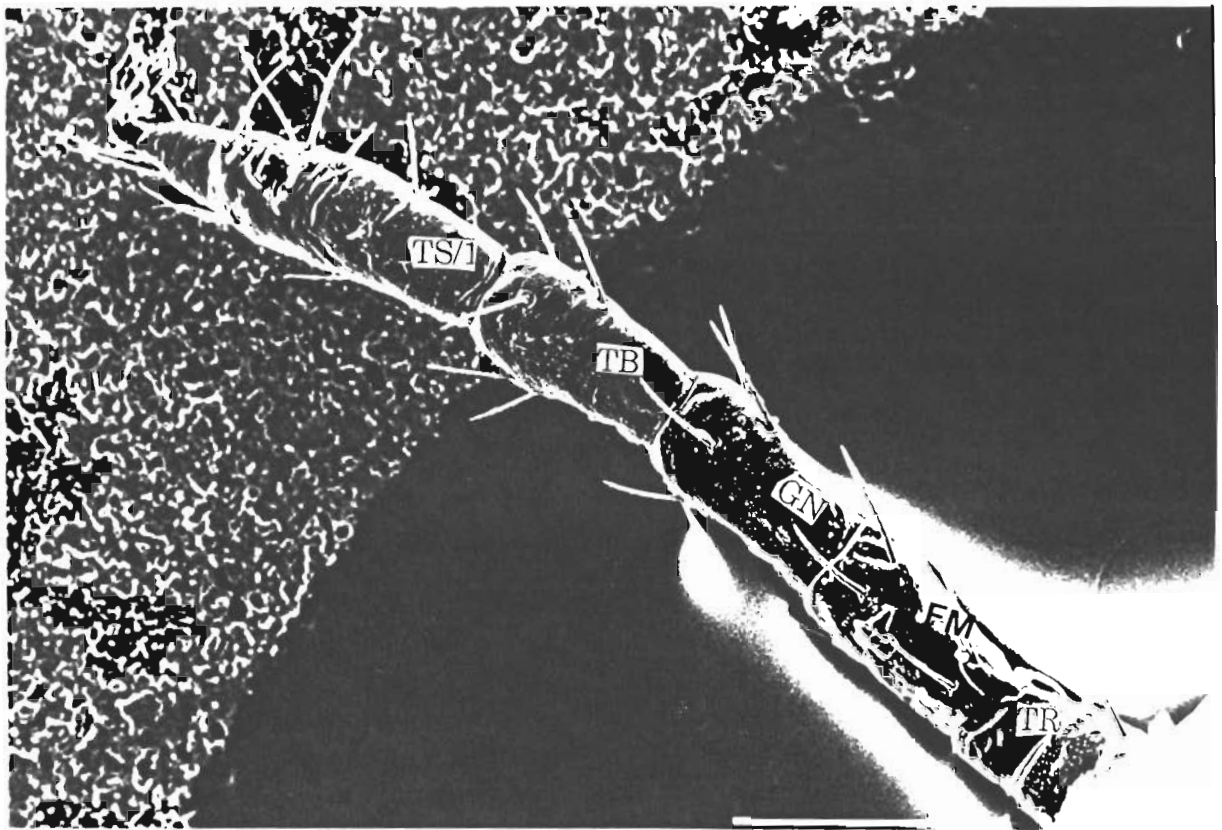


Fig.9

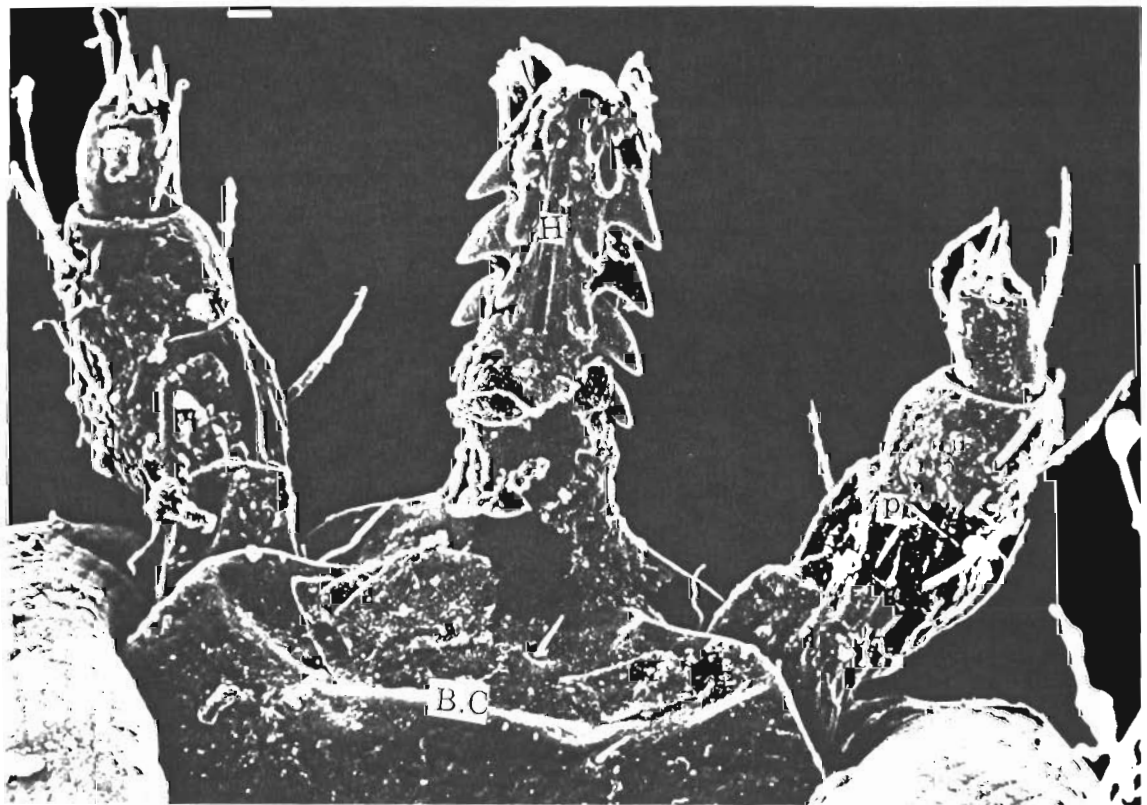
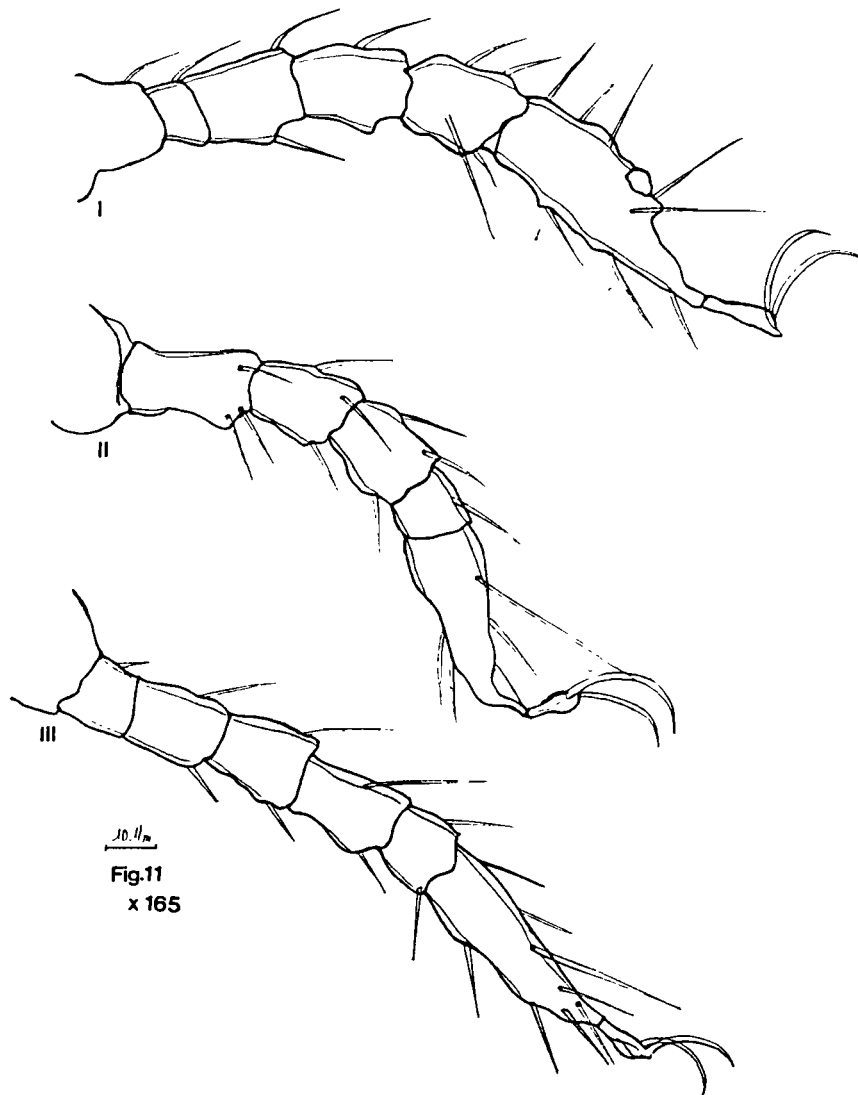


Fig.10

PLANCHE III

Alectorobius (Reticulinasus) sp, larve.

Fig. 11 : Pattes I à III. x165



10.0 μ m

Fig.11
x 165

PLANCHE IV

Alectorobius (Reticulinasus) sp, larve.

Fig.12 : Hypostome. C = corona, R.E = rangée externe, R.I = rangée interne x 1000.

Fig. 13 : Face dorsale de l'hypostome. g = gaine des chélicères. x 800

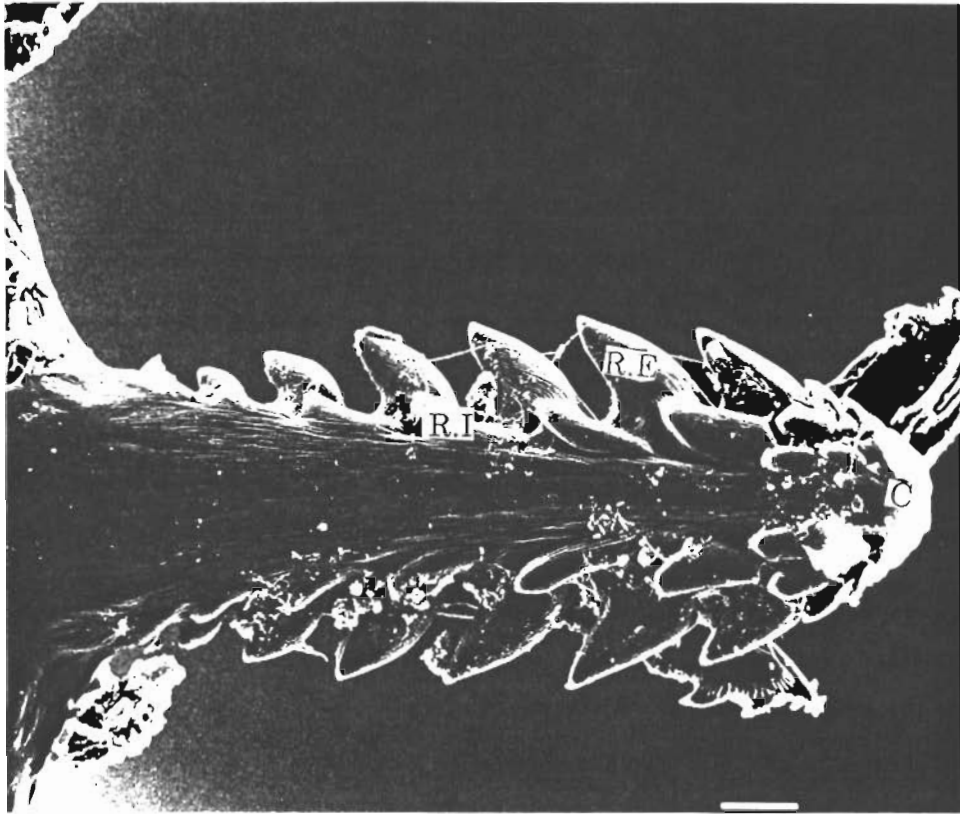


Fig.12

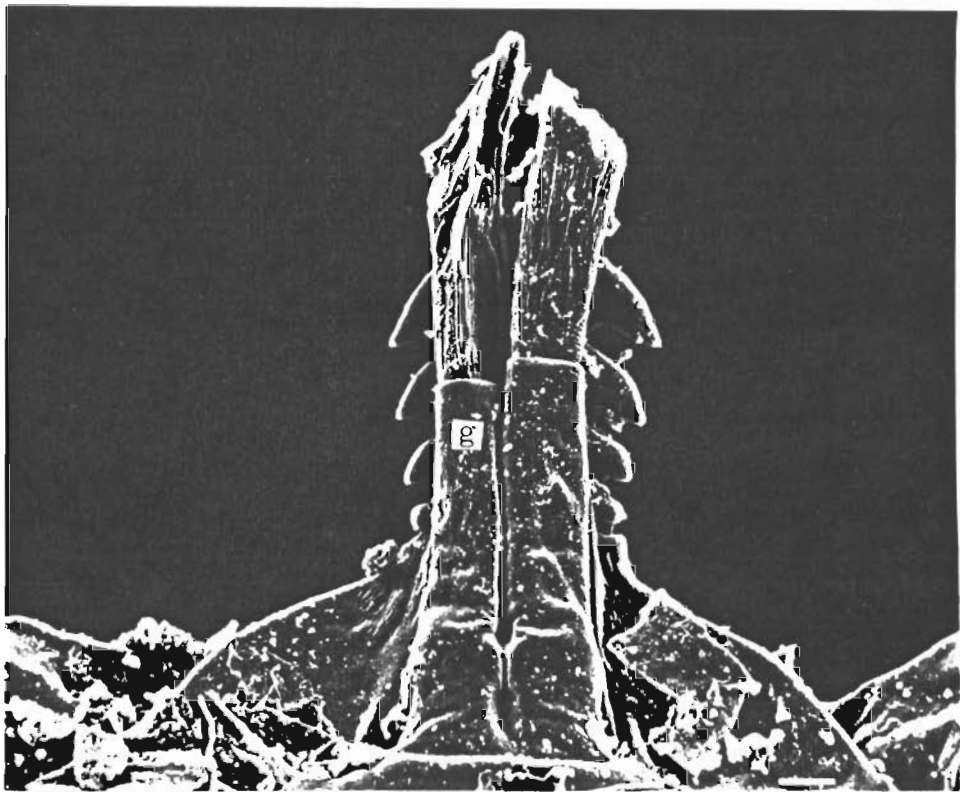


Fig.13

L'anus ou uropore est une ouverture en forme de fente longitudinale bordée par deux épaisses valves anales appelées paraproctes dans la nomenclature de la Société des Acarologues de Langue Française (S.A.L.F) et entourée par un anneau épais de cuticule l'annulus. Chaque valve anale porte une soie.

Toutes les soies sont sensiblement de même taille et portent des écailles marginales sur leur moitié apicale.

Le gnathosoma ou capitulum est terminal. Il comprend une partie basale, la basis capituli ou collare et une partie proximale, le rostre (Figure 10).

La basis capituli est de forme subrectangulaire et articulée avec l'idiosoma au niveau de sa marge antérieure. Elle porte ventralement deux paires de soies courtes dites soies posthypostomales (Figure 10).

L'hypostome est allongé mesurant approximativement 0,12 mm de longueur et 0,05 mm au niveau de sa partie la plus large. L'apex est graduellement arrondi, portant une corona d'environ 6 rangées de denticules (Figure 10).

Sur la face ventrale de l'hypostome, de part et d'autre de l'axe médian, on note la présence de deux rangées de dents allant de l'apex à la base de l'hypostome. La formule hypostomale est 2/2. La rangée externe est la plus robuste et compte 7 dents, la rangée interne 5 dents. La corona présente des denticules de taille variée avec une formule 3/3 ou 4/4. Quant aux dents latérales, elles diminuent de taille de l'apex vers la base (Figure 12).

L'hypostome est la pièce ventrale du rostre, les chélicères en sont les pièces dorsales. Ces dernières coulissent dans une gaine (Figure 13). Latéralement, on distingue les palpes ou pédipalpes formés de 4 articles (Figure 14).

Les trois premiers segments palpaux sont robustes, subégaux en longueur et en largeur.

Le quatrième segment est plus petit que les trois basaux, situé dans le prolongement du troisième sur lequel il repose de toute son extrémité basale, dans une dépression peu profonde terminant ce dernier. La longueur des palpes est de 0,14 à 0,16 mm. Le quatrième article pouvant se rabattre du côté intérieur, vers l'hypostome.

Le segment 4 porte une touffe apicale de 7 soies, 3 soies sur la face ventrale et 2 soies sur la face dorsale. Les pattes sont longues et vigoureuses, elles mesurent les 4/5 de la longueur totale de la larve à l'exclusion du capitulum (Figure 11).

Le tarse I porte un organe sensoriel, l'organe de Haller qui se compose d'une fosse antérieure circulaire entourée par un repli marginal et localisée sur une légère bosse se trouvant sur l'axe longitudinal dorsal du tarse I de la première paire de pattes.

Cette fosse antérieure a une longueur approximative de 25 μm et une largeur de 20 μm . Elle contient un total de 7 soies qui diffèrent par leur longueur et leur diamètre basal (1 longue antérieure, 2 moyennes latérales et 4 centrales courtes).

A ce "trou" antérieur, fait suite la capsule immédiatement proche de l'axe longitudinal dorsal du tarse I avec une fente d'ouverture d'environ 15 μm de longueur située transversalement par rapport à l'axe (Figure 16).

Après la capsule, une touffe HT de trois soies courtes émerge en ligne (les deux soies latérales sont un peu plus longues). De part et d'autre de cette touffe la paire paracapsulaire PC émerge dorsalement, immédiatement postérieure à la capsule. Postérieurement à cette touffe, apparaît dorsalement une seule soie postéromédiane PM. La paire dorsobasale B fait suite à la soie PM. Ventralement on distingue la paire ventrobasale BV.

A l'extrémité antérieure du tarse I:

La paire dorso-apicale A

La paire apicolatérale AL

La paire apicoventrale AV

La paire médioventrale MV

La soie distomédiane DM émerge à l'extrémité antérieure de la fosse dans laquelle elle semble mieux intégrée que chez *Alectorobius faini*. (Hoogstraal, 1960) (Figure 16).

Le tarse I se termine par un pulvillus encore appelé ambulacre ou caroncule (= pad des anglosaxons) et deux griffes recourbées en forme de faucille, deux fois plus longues que l'ambulacre.

PLANCHE V

Alectorobius (Reticulinasus) sp, larve.

Fig. 14 : Capitulum en vue ventrale. IH = largeur de l'hypostome, IP = largeur du palpe, LH = longueur de l'hypostome, LP = longueur du palpe, LC = longueur du capitulum, lc = largeur du capitulum. x 330

Fig.15 : Tarse I. A = apicale, AV = apicoventrale, MV = médioventrale, PC = paracapsulaire, PM = postéromédiane, DM = distomédiane, BV = basiventrals, B = basale. x 660

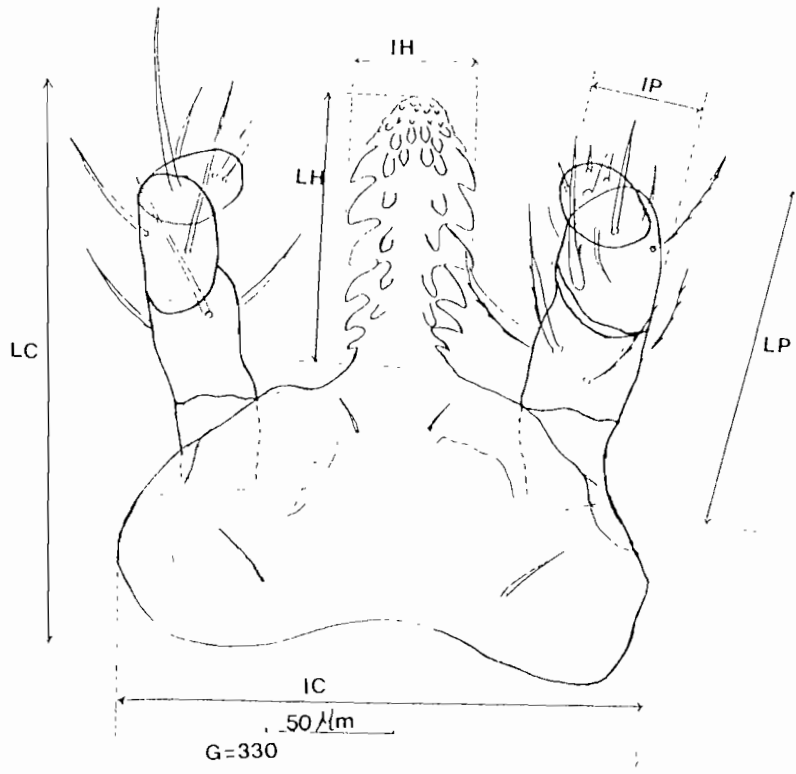
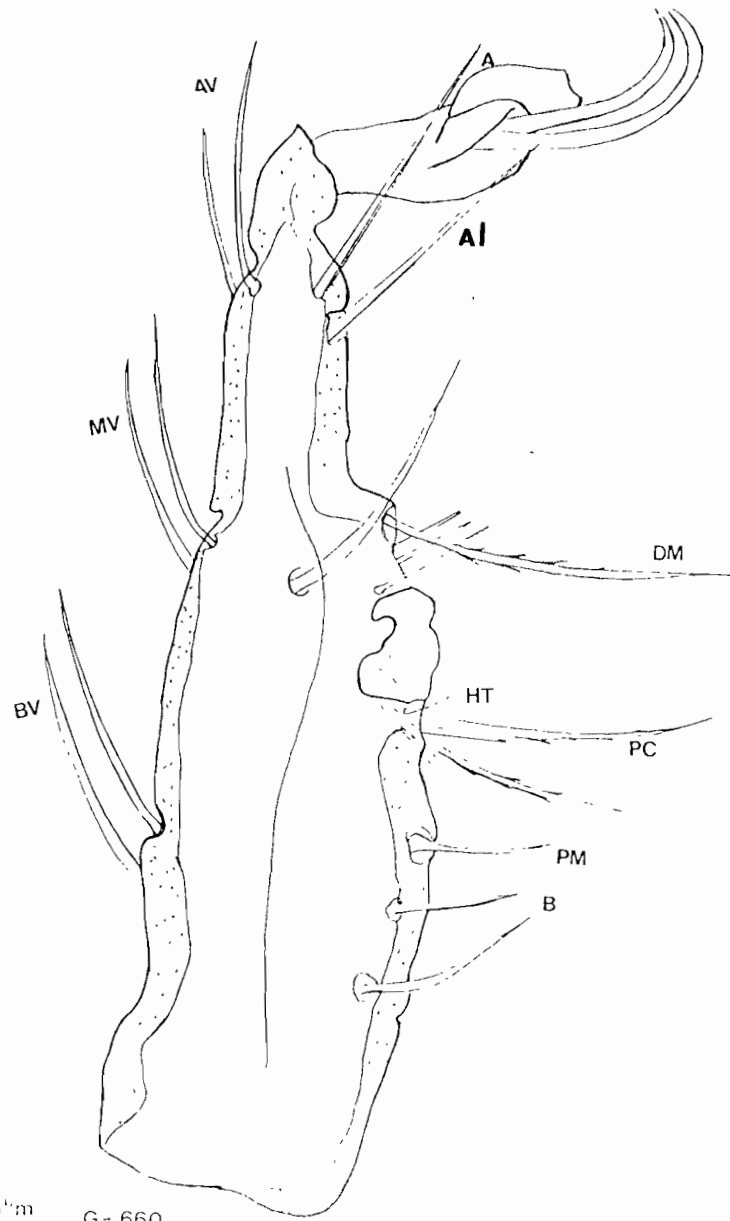


Fig.14



10 μm
Fig 15

G= 660

PLANCHE VI

Alectorobius (Reticulinasus) sp, larve.

Fig. 16. Tarse : I (organe de Haller). F = fente, Fa = fosse antérieure
AV = apicoventrale, MV = médioventrale, PC = paracapsulaire,
PM = postéromédiane, DM = distomédiane. x 1600



Fig.16

4-2-2 Les nymphes

Elles sont semblables aux imagos sauf pour la taille et par l'absence de gonopore . Le nombre de stades nymphaux est de 4 pour le mâle, 5 pour la femelle.

Nymphes de stade 1(Figures 17 à 20)

Non gorgées, elles mesurent de 1,65 à 1,75 mm de longueur et 0,92 à 0,98 mm de largeur.

Le capitulum proéminent à la stase larvaire devient subterminal chez la nymphe 1 (Figure 17). Il est placé dans une dépression de la face ventrale de l'idiosoma qu'on appelle le camérostome.

La basis capituli possède 4 paires de soies antérolatérales. Les palpes dépassent l'hypostome de toute la longueur du segment 4.

Le premier article palpal est rugueux et présente une ailette interne. La nymphe 1 est octopode et possède des pattes longues.

Sur la face ventrale les sillons ne sont pas nets; dorsalement les disques ne sont pas encore apparus.

Nymphes de stade 2 (Figures 21 à 24)

A leur émergence elles mesurent 1,78 à 1,85 mm de longueur sur 1,10 mm de large.

Très similaires aux nymphes 1 sauf pour les disques dorsaux dont les lignes d'apparition se remarquent par rapport au reste de l'idiosoma.

Chez les nymphes 1 et 2, l'organe de Haller est légèrement décalé par rapport à l'axe longitudinal dorsal du tarse 1 (Figures 20 et 24).

Nymphes des stades 3, 4 et 5 (Figures 25 à 32)

Les nymphes de stade 3 mesurent 2,16 à 2,7 mm de longueur sur 1,24 à 1,5 mm de largeur. Les disques dorsaux apparaissent à partir des nymphes de stade 3. Ils sont visibles, frappants et ont la même disposition que ceux de l'imago.

Les nymphes 4 et 5 possèdent également des caractéristiques semblables à celles de l'imago. Elles mesurent 2,3 à 2,78 mm de longueur sur 1,6 mm de largeur (N4) et 3,24 à 3,75 mm de longueur sur 1,84 à 1,92 mm de largeur (N5).

La fente de l'organe de Haller s'allonge chez les nymphes de stade 3, 4 et 5 et devient centrée par rapport à l'axe longitudinal du tarse 1 (Figures 31, 32 et 33).

PLANCHE VII

Alectorobius (Reticulinasus) sp, nymphe de stade 1.

Fig.17 : Face ventrale. C = capitulum, id = idiosome. x 55

Fig. 18 : Face dorsale. m = mammillae . x 75

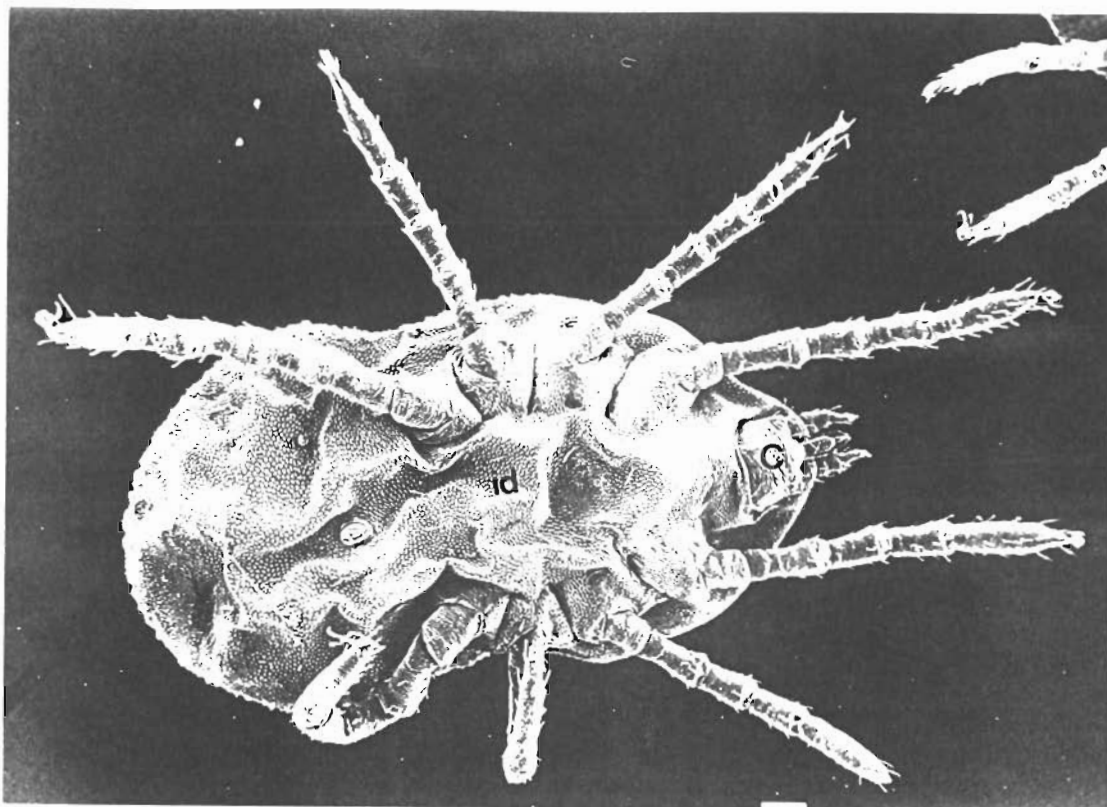


Fig. 17

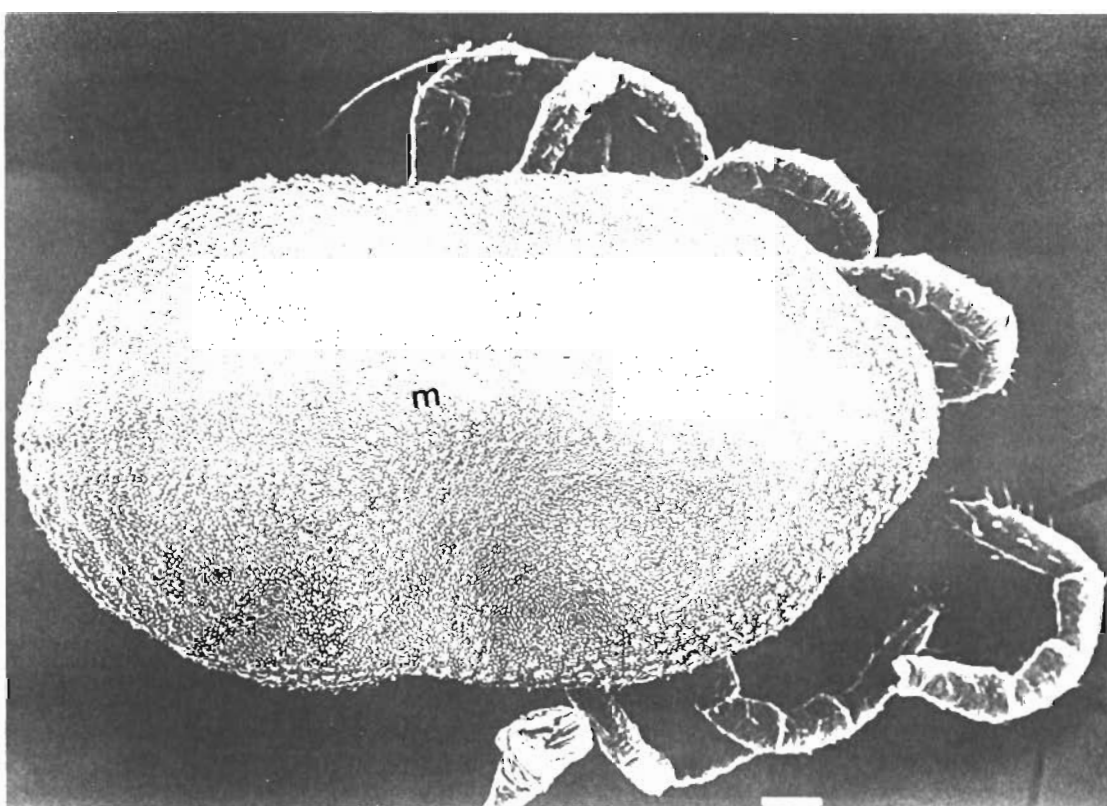


Fig. 18

PLANCHE VIII

Alectorobius (Reticulinasus) sp, nymphe de stade 1.

Fig. 19 : Capitulum en vue ventrale. x 450

Fig. 20 : Tarse 1. e = empodium. x 600

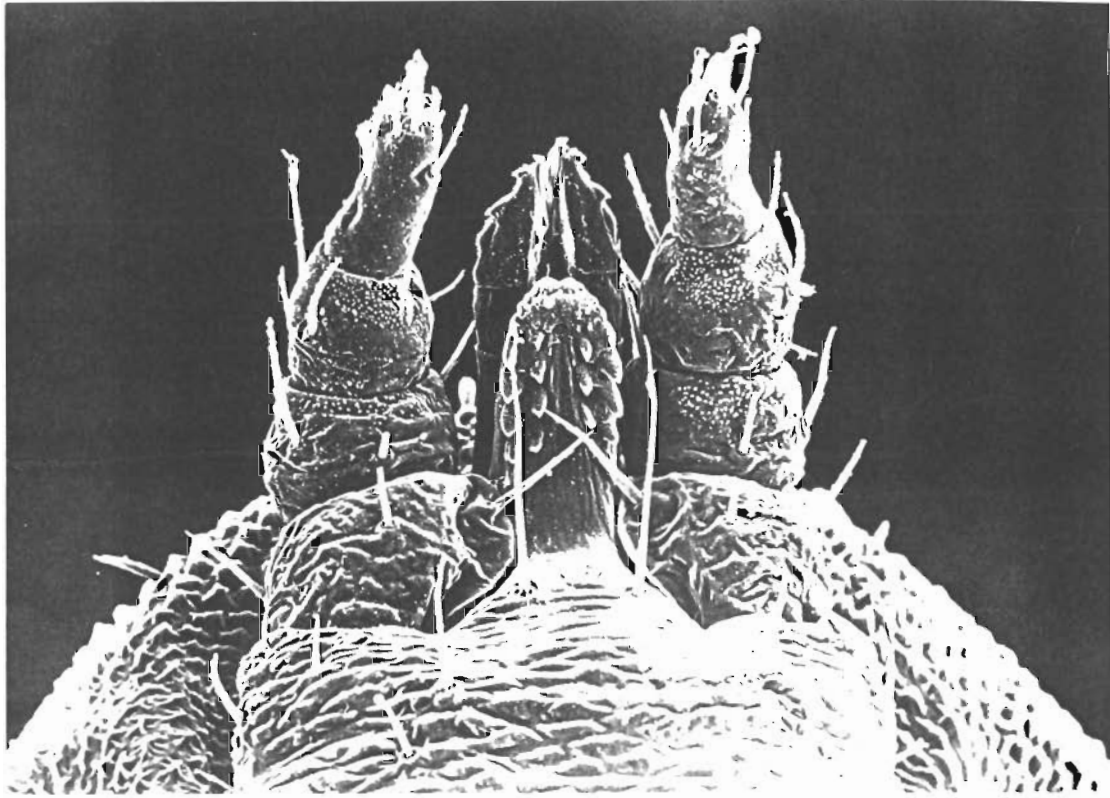


Fig. 19

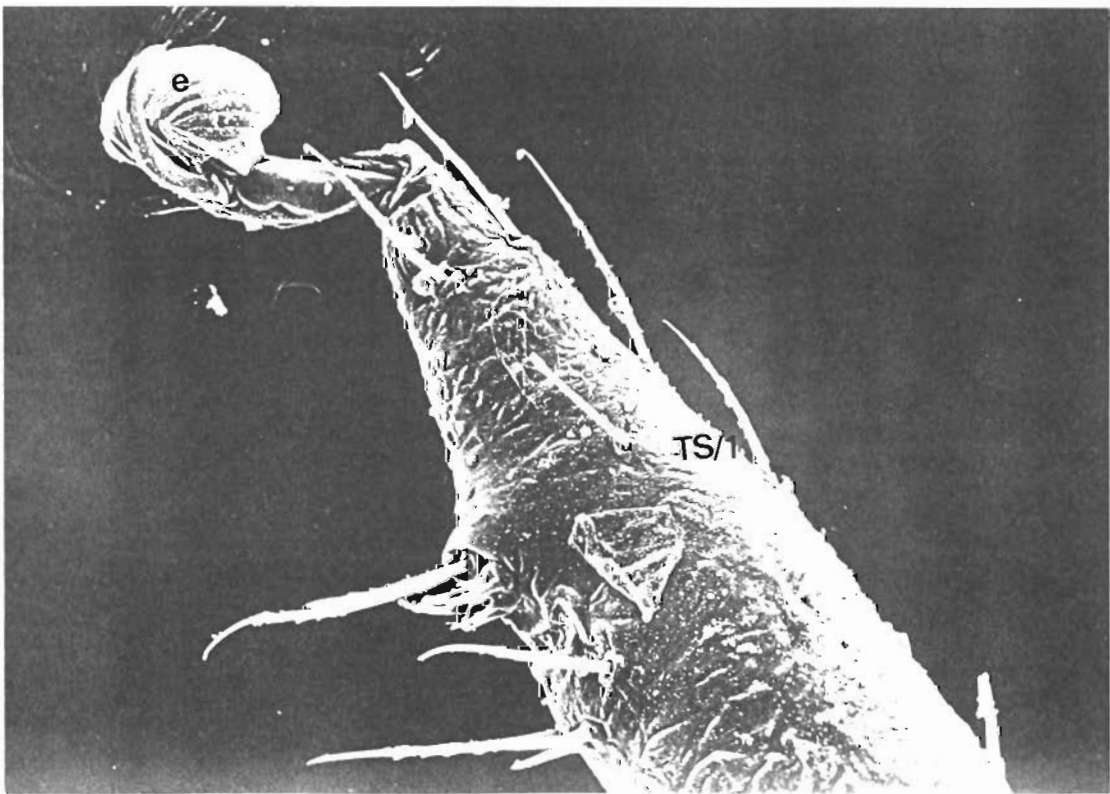


Fig. 20

PLANCHE IX

Alectorobius (Reticulinasus) sp, nymphe de stade 2.

Fig. 21 : Face dorsale. x 55

Fig. 22 : Face ventrale. x 55

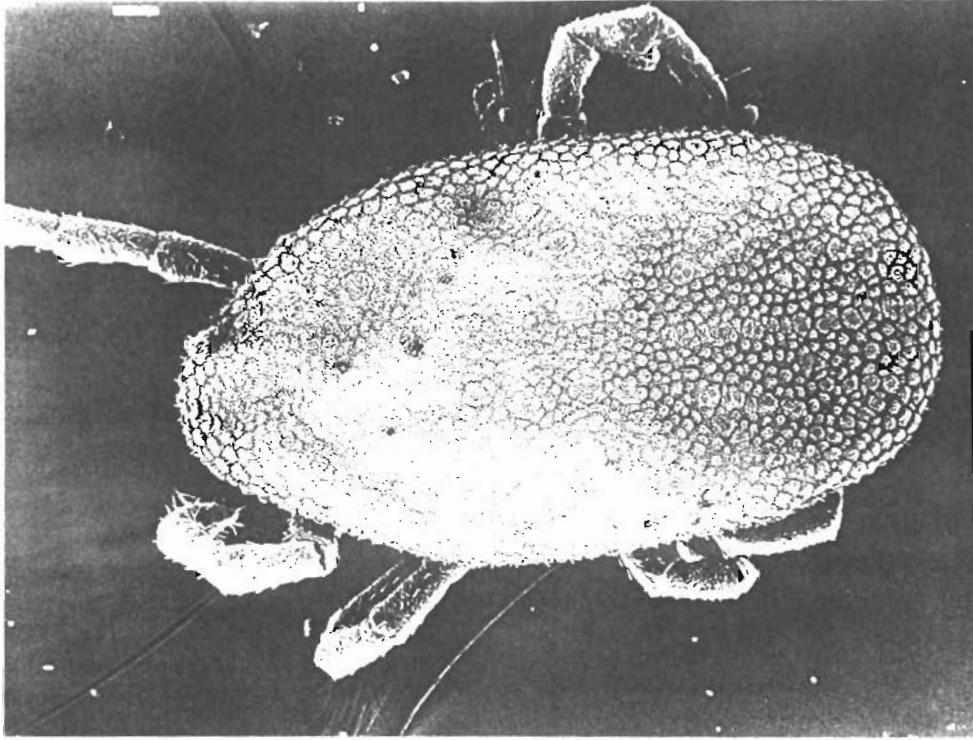


Fig. 21

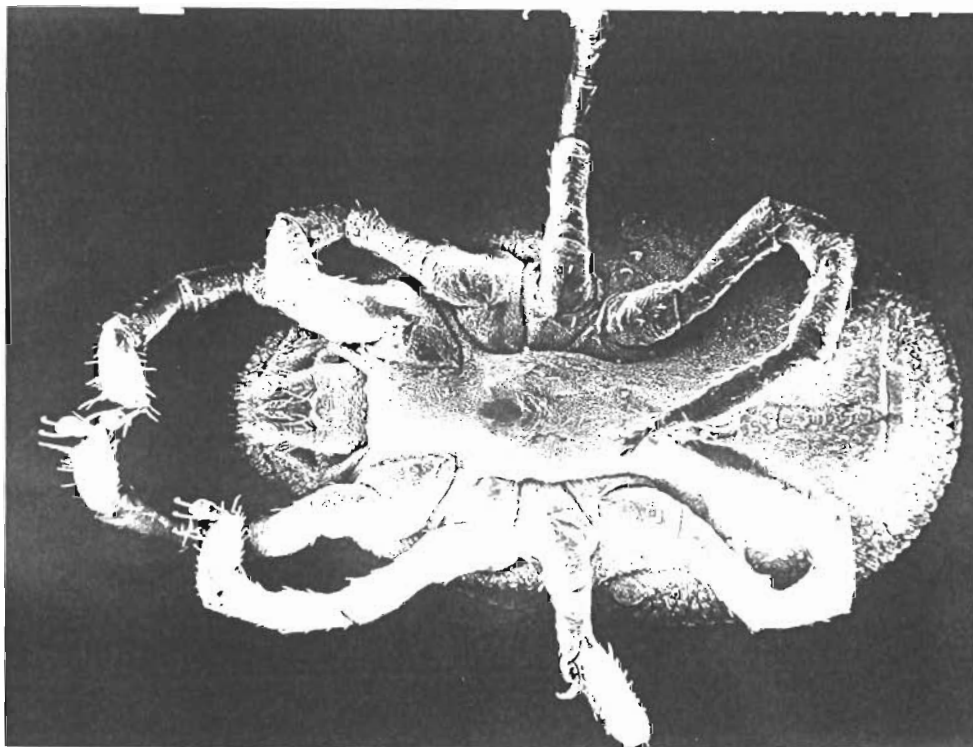


Fig. 22

PLANCHE X

Alectorobius (Reticulinasus) sp, nymphe de stade 2.

Fig. 23 : Face ventrale du capitulum. C = camérostome, ai = ailette, f = fossette. x 410

Fig. 24 : Tarse I. oH = Organe de Haller. x 410

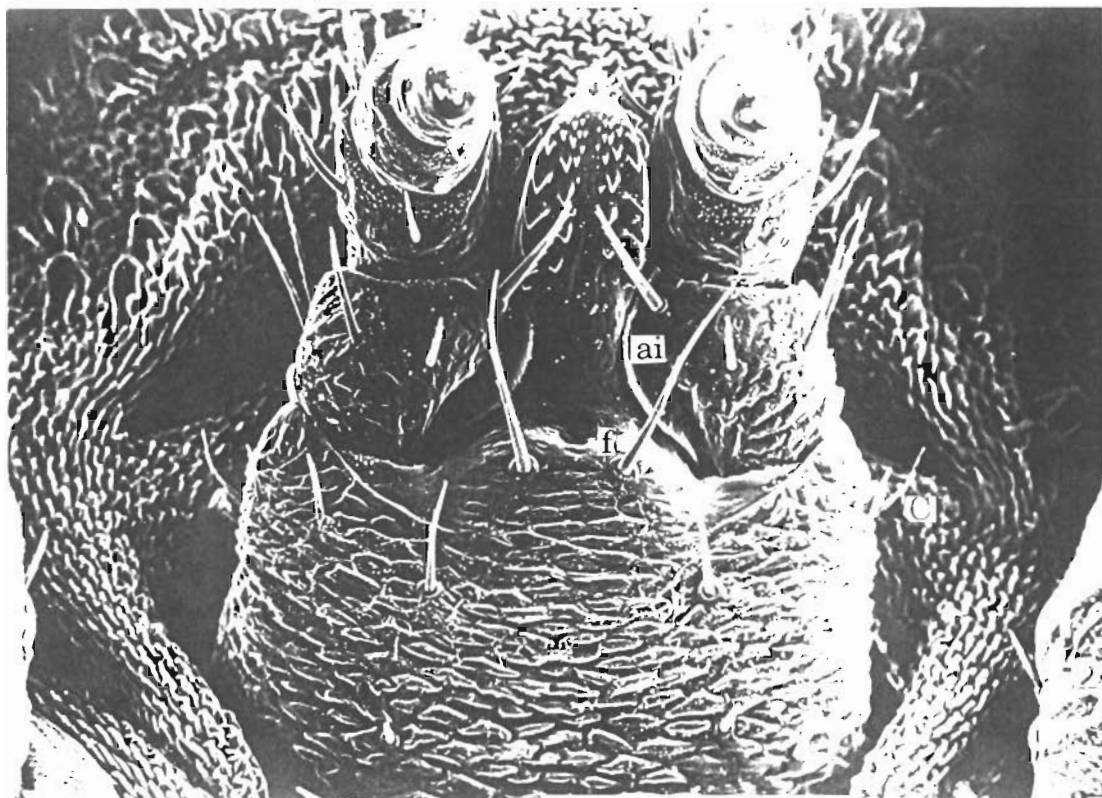


Fig.23

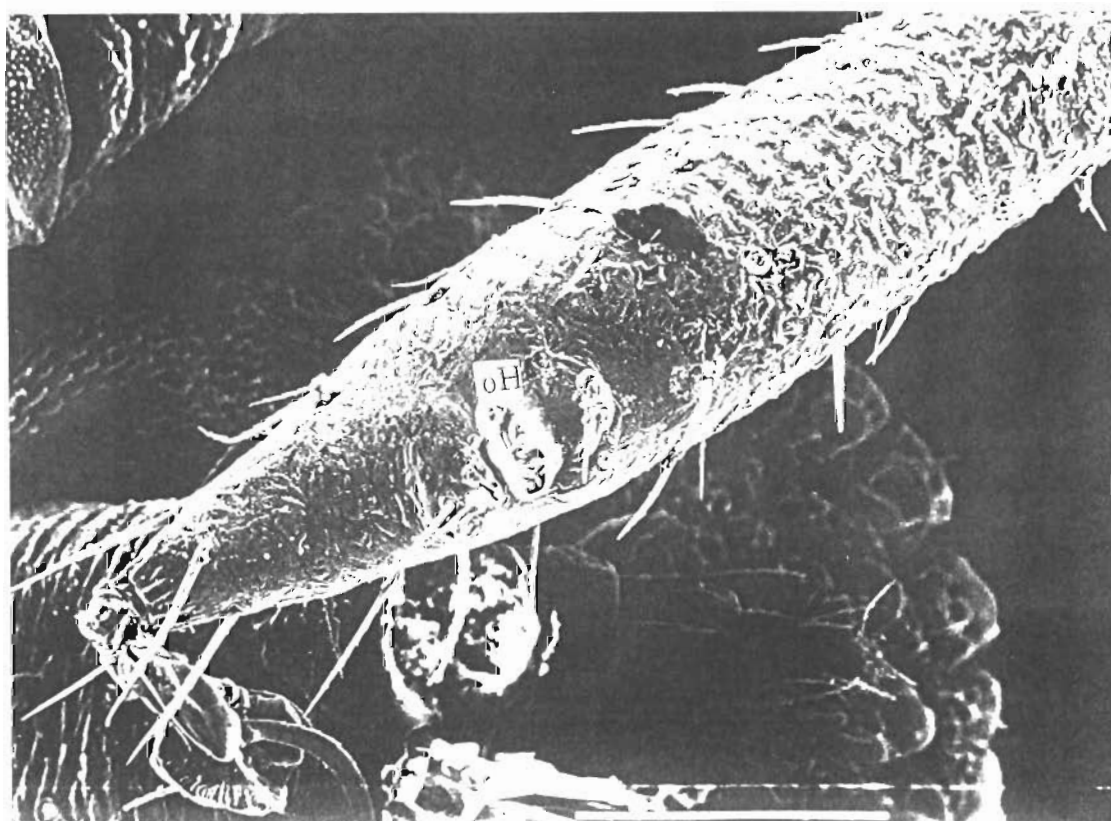


Fig.24

PLANCHE XI

Alectorobius (Reticulinasus) sp, nymphe de stade 3.

Fig. 25 : Face dorsale. d = disques, m = mammillae. x 50

Fig. 26 : Face ventrale. x 50

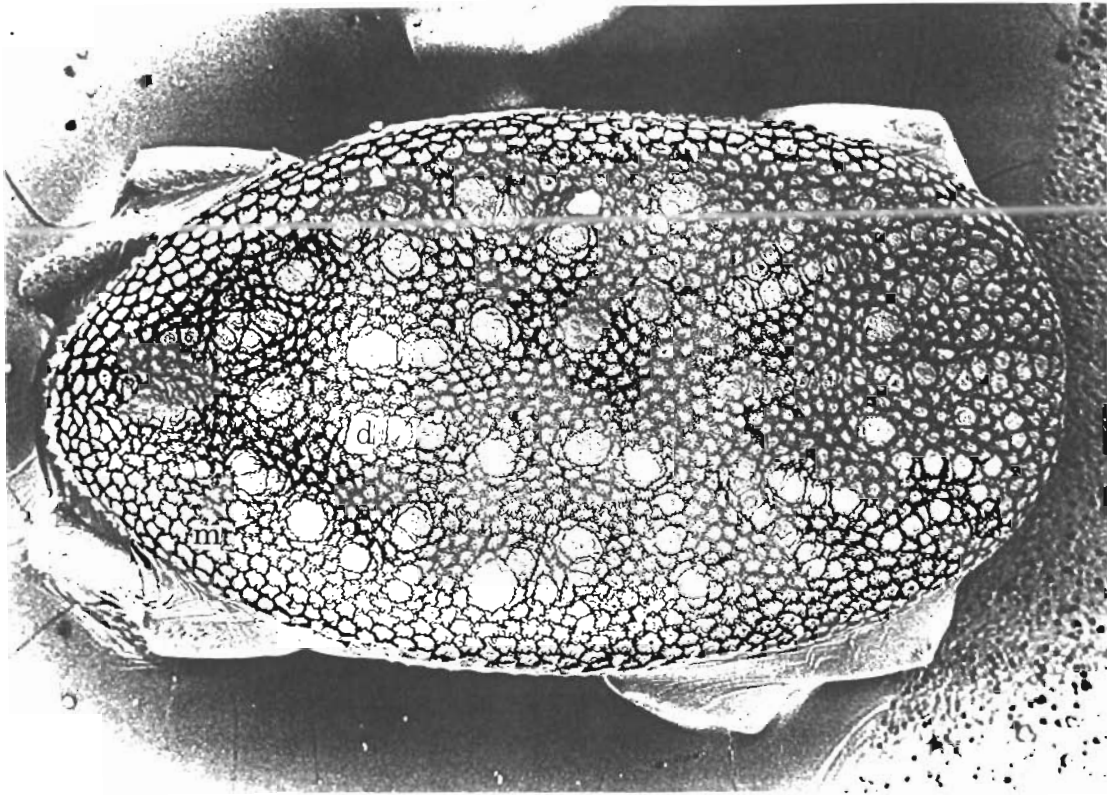


Fig.25

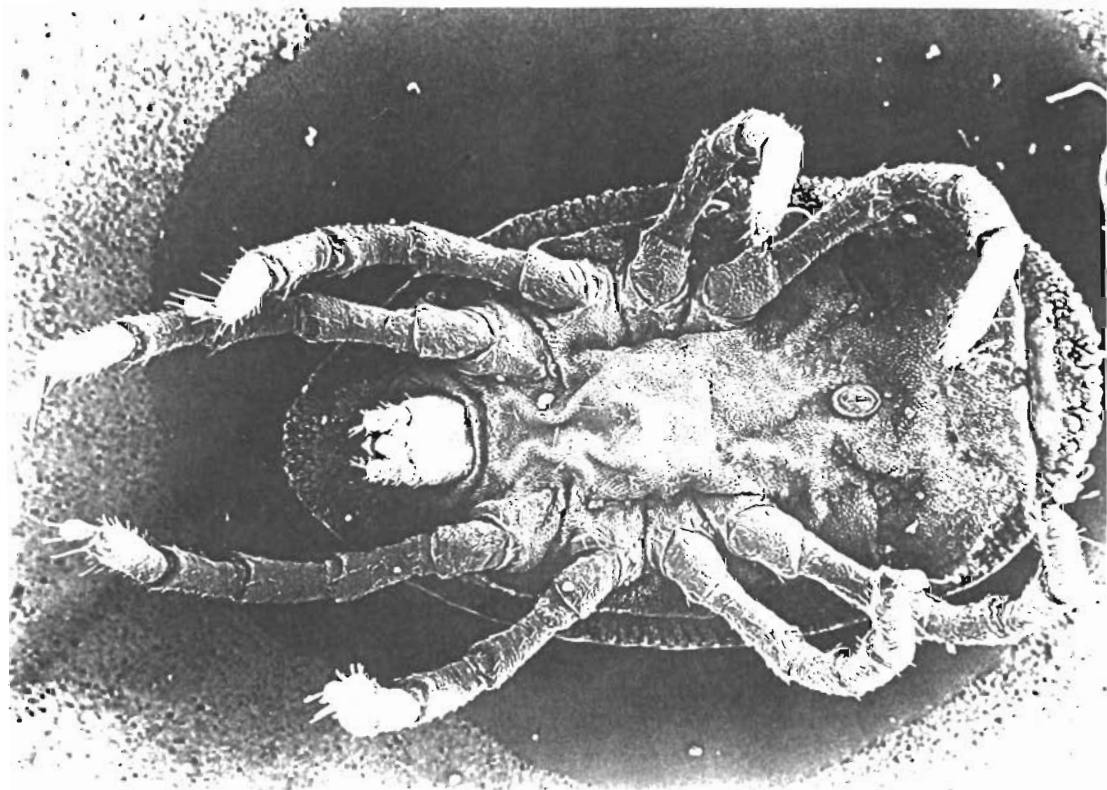


Fig.26

PLANCHE XII

Alectorobius (Reticulinasus) sp, nymphe de stade 4.

Fig. 27 : Capitulum en vue ventrale. cm = collier membraneux.
x 230

Fig. 28 : Moitié postérieure ventrale. sp = sillon préanal,
smp = sillon médian postanal, stp = sillon transverse
postanal, d = disque. x 110

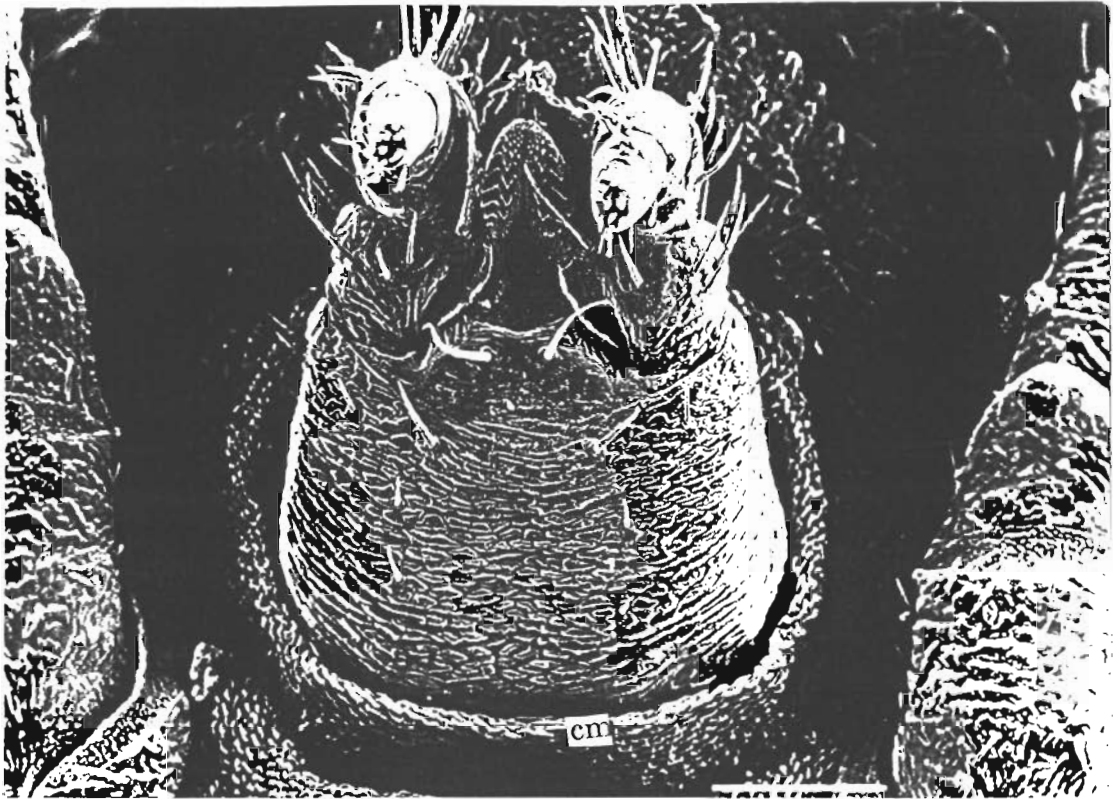


Fig. 27

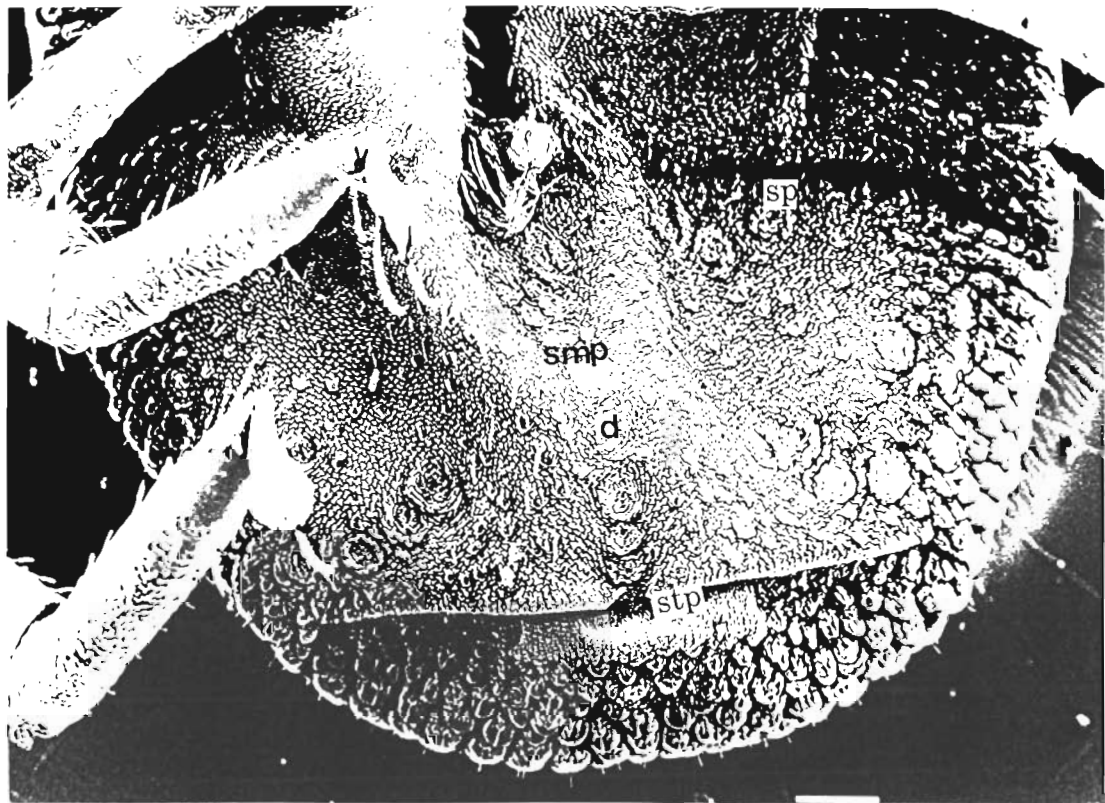


FIG. 28

PLANCHE XIII

Alectorobius (Reticulinasus) sp, nymphe de stade 5.

Fig. 29 : Face dorsale. x 60

Fig. 30 : Face ventrale. X 30

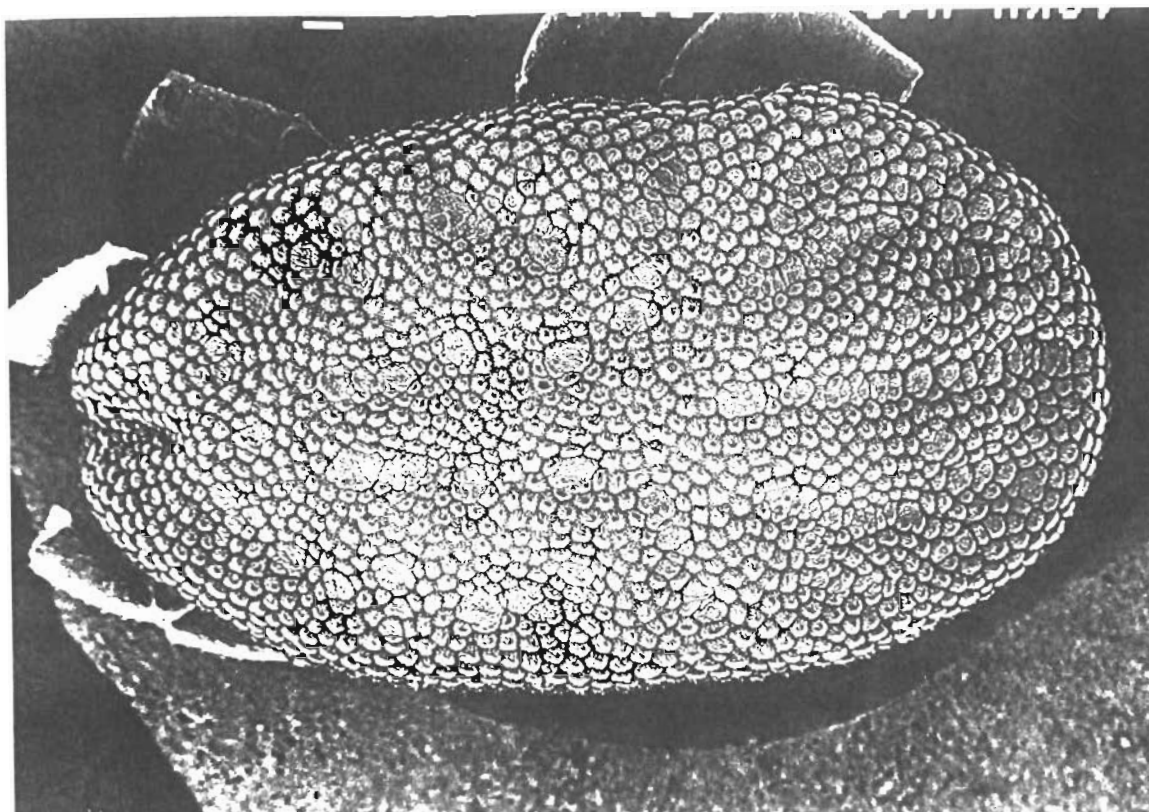


FIG. 29

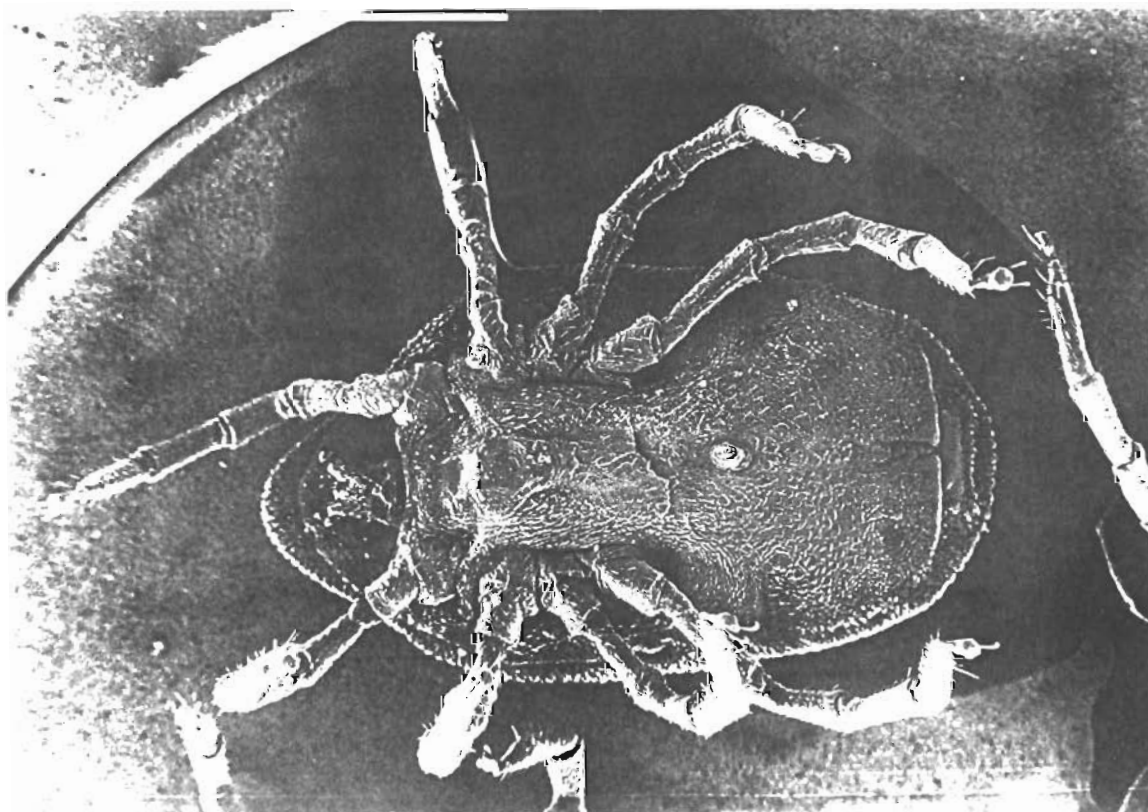


FIG. 30

PLANCHE XIV

Alectorobius (Reticulinasus) sp.

Fig. 31 : Nymphe de stade 3. Tarse 1 en vue dorsale. x 390

Fig. 32 : Nymphe de stade 4. Tarse 1 en vue dorsale. x460

Fig. 33 : Nymphe de stade 5. Tarse 1 en vue dorsale. x 460

Fig.
31

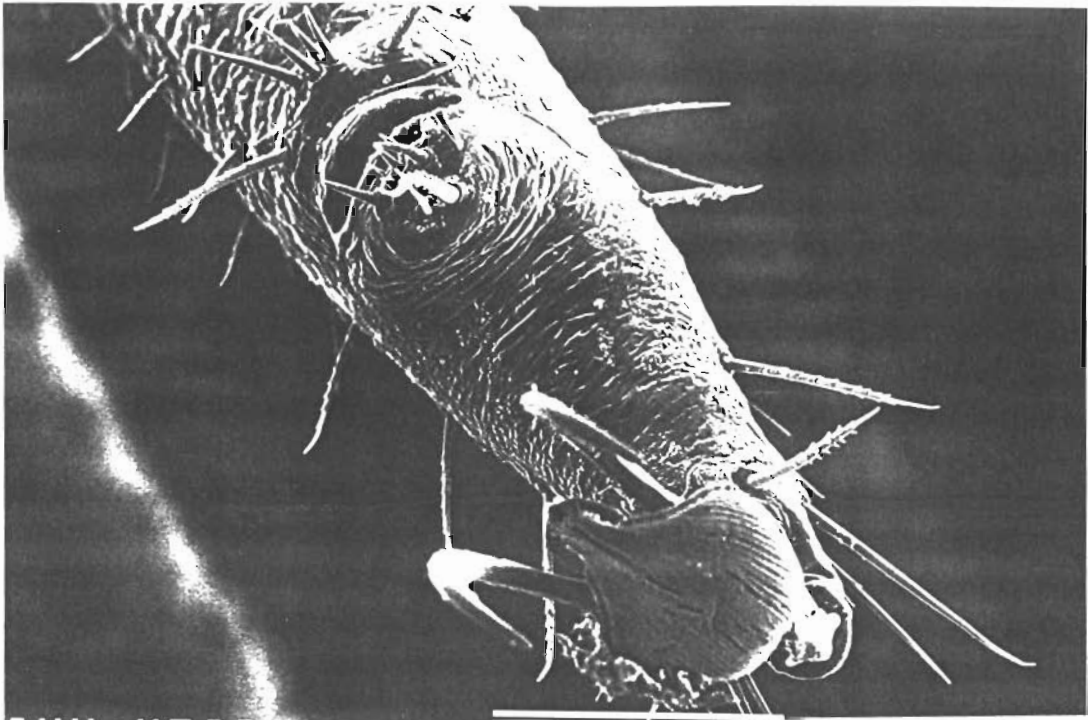
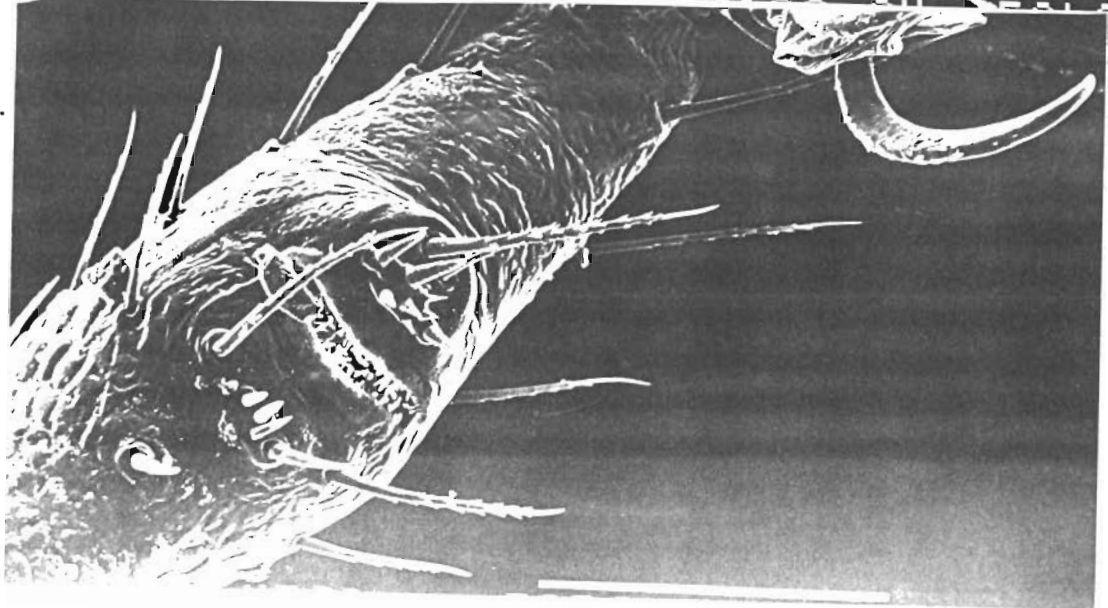


Fig
32



Fig.
33



4-2-3 Les imagos

Le mâle (Figures 34 à 48)

Il convient de préciser qu'il ne faut pas utiliser à tort le terme d'adulte chez les Argasina (tout comme chez les Amblyommidae). En effet, par analogie avec les vertébrés chez lesquels le terme adulte est réservé aux individus sexuellement mûrs, dans les deux groupes cités plus haut, le repas de sang du mâle est nécessaire pour déclencher ou terminer la spermatogenèse.

On conviendra donc de parler d'imagos avant le repas et d'adultes après.

Le corps non gorgé est ovale allongé. Il mesure 3,49 mm de longueur (3,04-3,56) et 1,78 mm de largeur (1,65-1,94). La marge postérieure est largement arrondie, la marge antérieure est également arrondie mais un peu plus aiguë que la marge postérieure (Fig 34). Les marges latérales sont parallèles. La surface dorsale est distinctement élevée au niveau du 1/4 antérieur du corps, élévation délimitée par deux lignes courbes de disques.

En avant, le tégument dorsal est creusé d'une dépression profonde abritant une ligne de disques (Figure 35).

Conservés dans l'alcool 70° les spécimens apparaissent marron foncé avec des pattes jaune pâle.

Face dorsale (Figures 34 à 37).

Les mammillae sont nombreuses, distinctement séparées. Leur contour et leur forme sont variables. Petites et dispersées au centre, elles deviennent plus grosses et plus jointives vers la périphérie. La surface de ces granulations est lisse, quelques unes portant une petite soie (Fig.36).

Les disques sont assez nombreux, de taille variable et composés d'un assemblage de crêtes contiguës avec des contours variables. Ils correspondent à des zones d'insertion musculaire, leur surface est moins élevée que celle des mammillae. Au fort grossissement, ils donnent l'aspect de galets juxtaposés (Fig 36). Ils sont très frappants et possèdent la disposition suivante :

-Au niveau de la région antéro-médiane, deux rangées longitudinales et parallèles de 4 disques apparaissent séparées par des mammillae. Vers l'extrémité antérieure apparaît une ligne de disques logeant dans une dépression qui se prolonge vers les marges latérales par deux rangées en arc de 5 disques chacune.

Au milieu de la surface délimitée par ces deux courbures se localise un disque antérieur nettement distinct.

PLANCHE XV

Alectorobius (Reticulinasus) sp, mâle

Fig. 34 : Face dorsale. d = disque, m = mammillae. x 46

Fig. 35 : 1/3 antérieur dorsal. d.a = dépression anrérieure. x 90

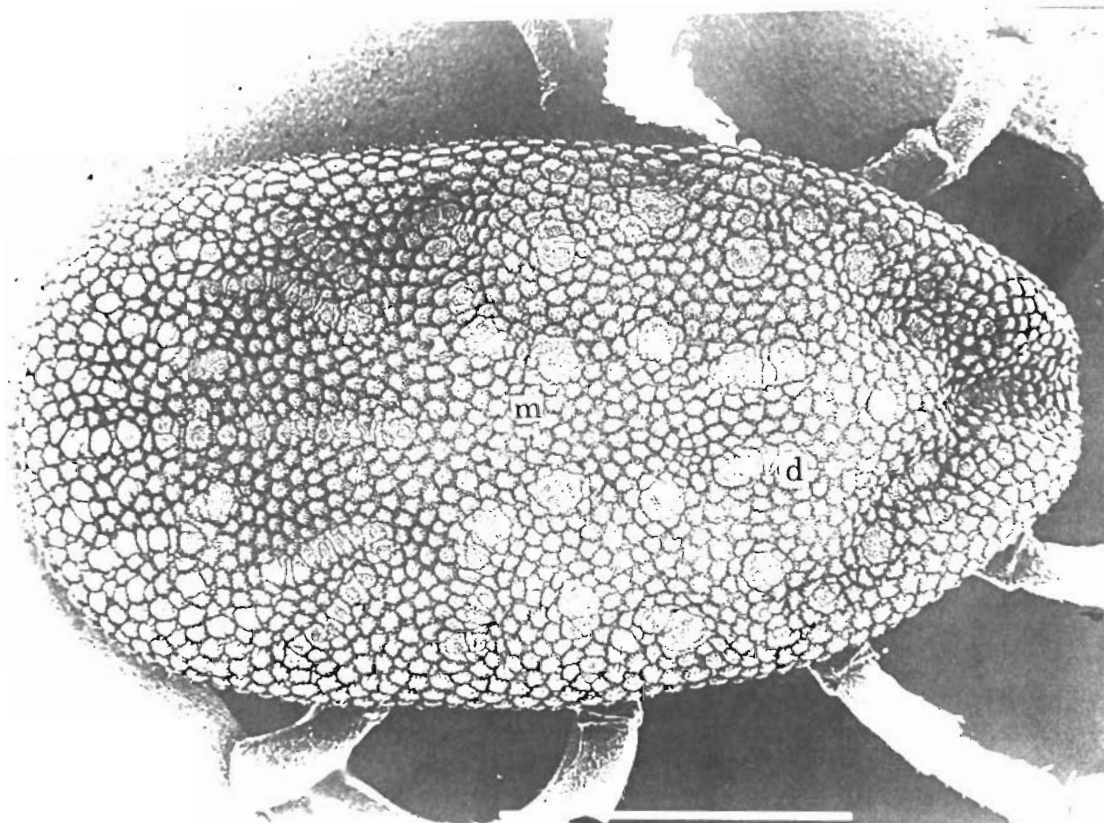


Fig.34

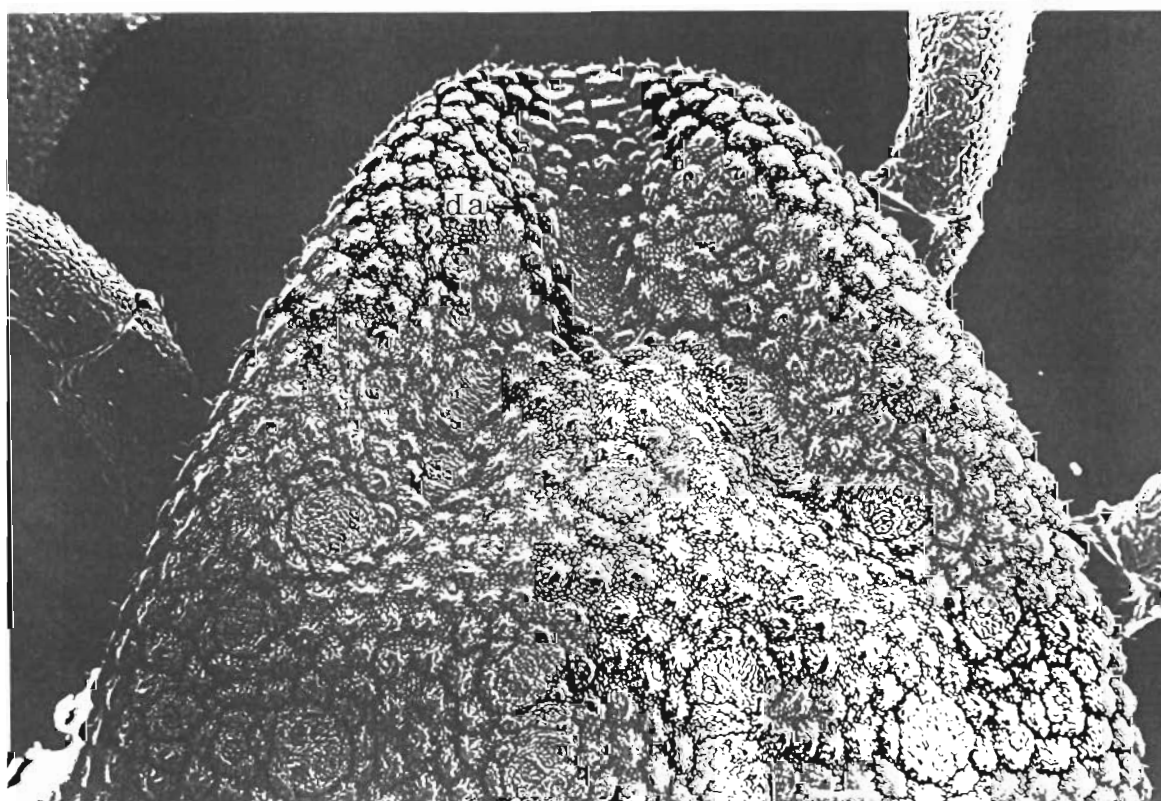


Fig.35

PLANCHE XVI

Alectorobius (Reticulinasus) sp, mâle

Fig.36 : Détail des mammillae et de disques jointifs.
d = disques, m = mammillae. x 800

Fig. 37 :1/3 postérieur. Disposition radiaire des disques. x 90

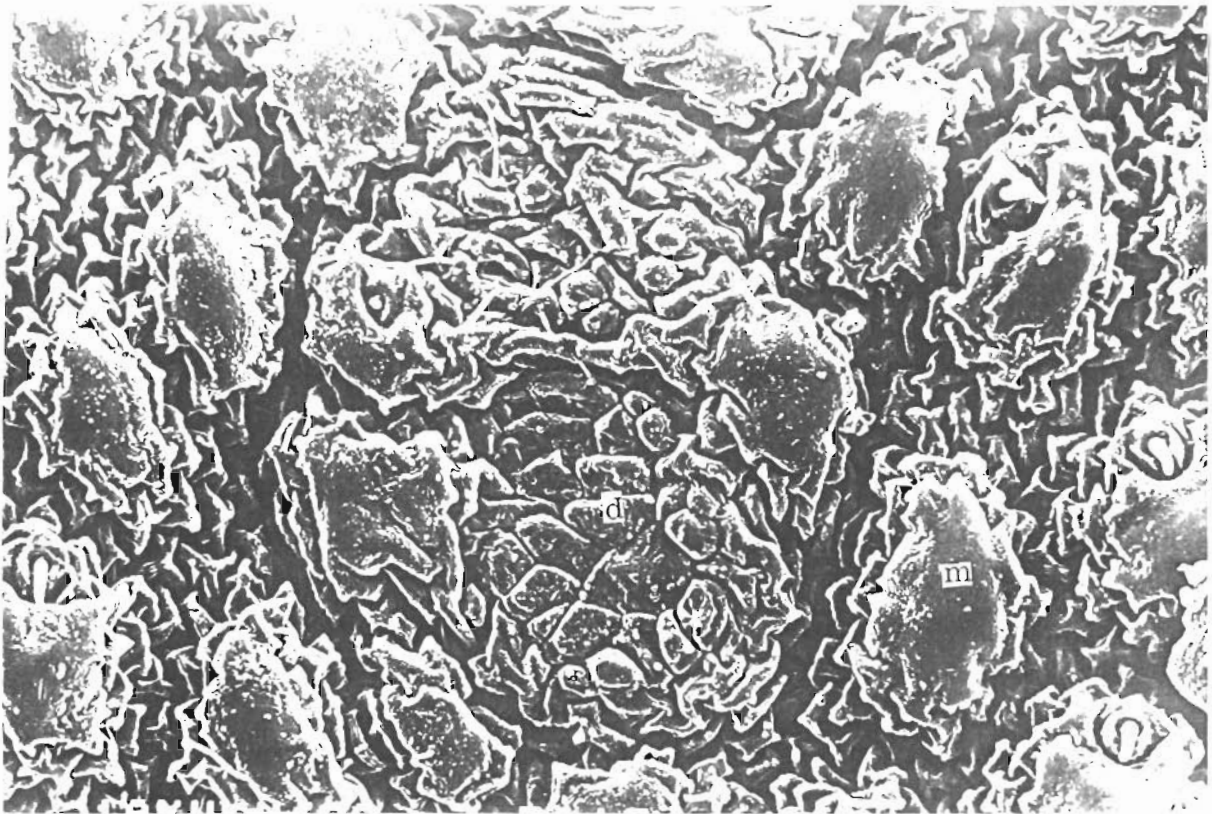


Fig. 36

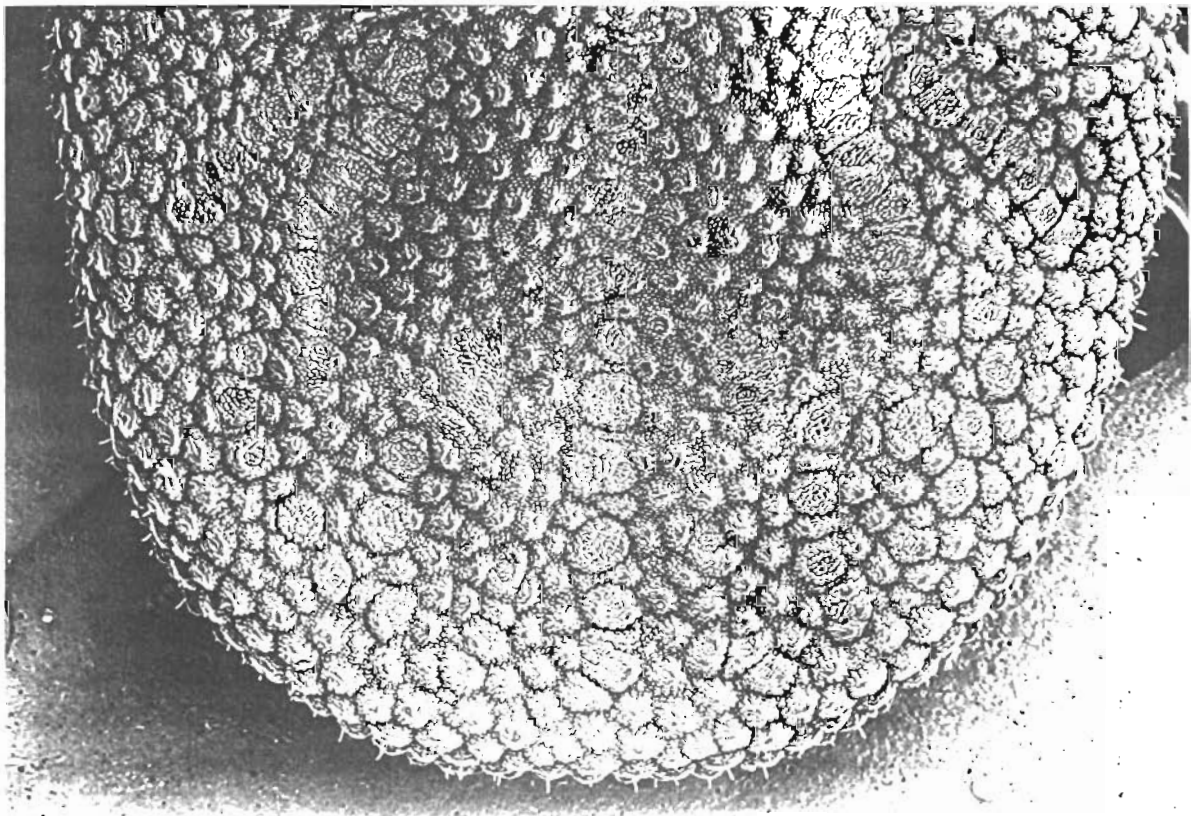


Fig. 37

- Au niveau de la région médiane, des disques apparaissent alignés en 4 rangées de 2 dans le sens de la longueur ou en 2 rangées de 4 dans le sens de la largeur, les disques latéraux étant plus gros.

- Ceux de la moitié postérieure sont disposés en rangées rayonnantes, la rangée médiane commence depuis la marge postérieure mais n'atteint pas la moitié du corps. De part et d'autre de celle-ci deux gros disques commencent chacun une rangée curviligne paramédiane.

Face ventrale (Fig 38 à 47)

Le tégument ventral possède également des mammillae identiques à celles de la face dorsale. Celles de la périphérie apparaissent encore plus jointives et coiffées d'un sommet arrondi plutôt que plat comme pour celles de la face dorsale (Fig. 38).

Les mammillae sont plus petites dans l'axe intercoxal et de part et d'autre du sillon médian postanal où les soies sont plus visibles (Fig. 38 et 42). Dispersées et petites sur la face ventrale, les soies deviennent plus longues et plus nombreuses au niveau du gnathosoma. (Fig. 38 et 39).

L'orifice génital mâle ou gonopore mâle est en forme de demi cercle arrondi vers l'avant, ayant une surface lisse et situé exactement entre les coxae I. (Fig 40).

Le pli coxal naît d'un repli de l'intervalle tégumentaire séparant les coxae I et II et continue jusqu'après les coxae IV, s'arrêtant avant le sillon préanal (Figure 38).

Les plis supracoxaux sont également présents. Ils contournent en avant la marge antérieure du camérostome où ils se rejoignent (Fig.40) et s'estompent après les coxae 4, avant les sillons préanaux (Fig. 38).

Les sillons préanaux sont situés au même niveau que l'anus. Ils sont courbés vers les marges postérolatérales et comprennent deux lèvres : la lèvre antérieure rugueuse et la lèvre postérieure bordée de disques.

L'extrémité interne de chaque lèvre postérieure est perpendiculaire à une rangée de 4 disques (Figure 42). La lèvre antérieure recouvre plus ou moins discrètement la lèvre postérieure.

Le sillon médian postanal se situe dans le prolongement longitudinal de l'anus à partir duquel il s'étend jusqu'au sillon transverse postanal. Il contient 8 à 9 disques qui laissent voir en leur centre une région plate. (Figure 42).

Le sillon transverse postanal se situe au niveau du 1/9 postérieur du corps. Il est formé de deux lèvres contiguës. La lèvre antérieure est coupée en deux par le sillon médian postanal, le dernier disque de ce sillon logeant dans la discontinuité qui sépare les 2 moitiés de cette lèvre. Quant à la lèvre postérieure, elle est continue et plus courte, ses deux extrémités glissant plus ou moins légèrement sous la lèvre antérieure (Fig. 42).

PLANCHE XVII

Alectorobius (Reticulinasus) sp, mâle

Fig. 38 : Face ventrale. G = gonopore, sp = sillon préanal, smp = sillon médian postanal, stp = sillon transverse postanal, CX=coxa. x 38

Fig. 39 : Capitulum. H = hypostome, B.C = basis capituli, CM = collier membraneux (dévaginé). x 170

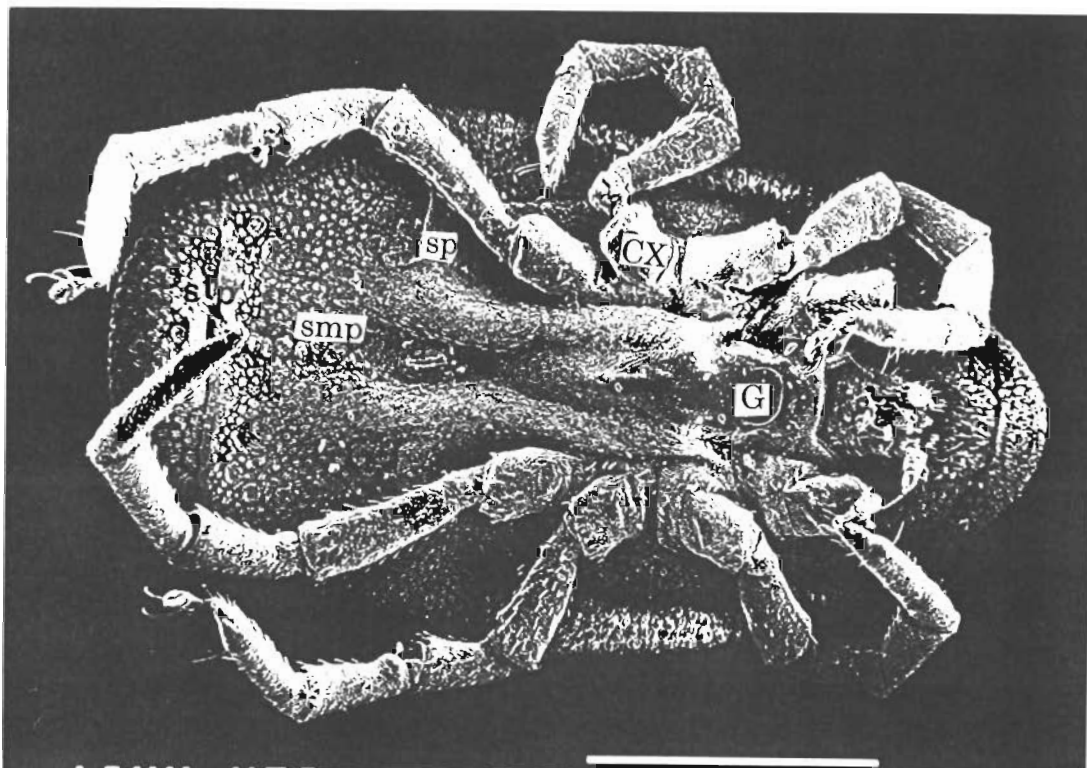


Fig. 38

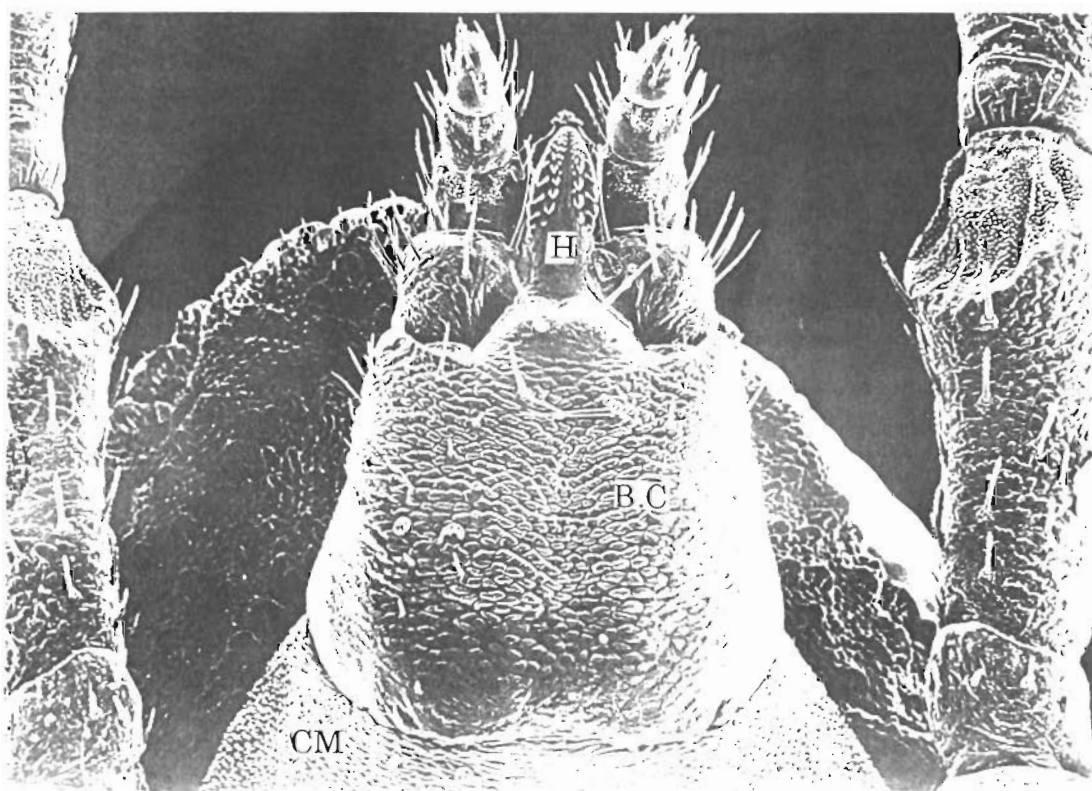


Fig. 39

PLANCHE XVIII

Alectorobius (Reticulinasus) sp, mâle

Fig. 40 : Position du gonopore par rapport aux coxae et au camerostome. G = gonopore, CX = coxa, CM = collier membraneux.
x100

Fig. 41 : Détail du gonopore mâle. X380

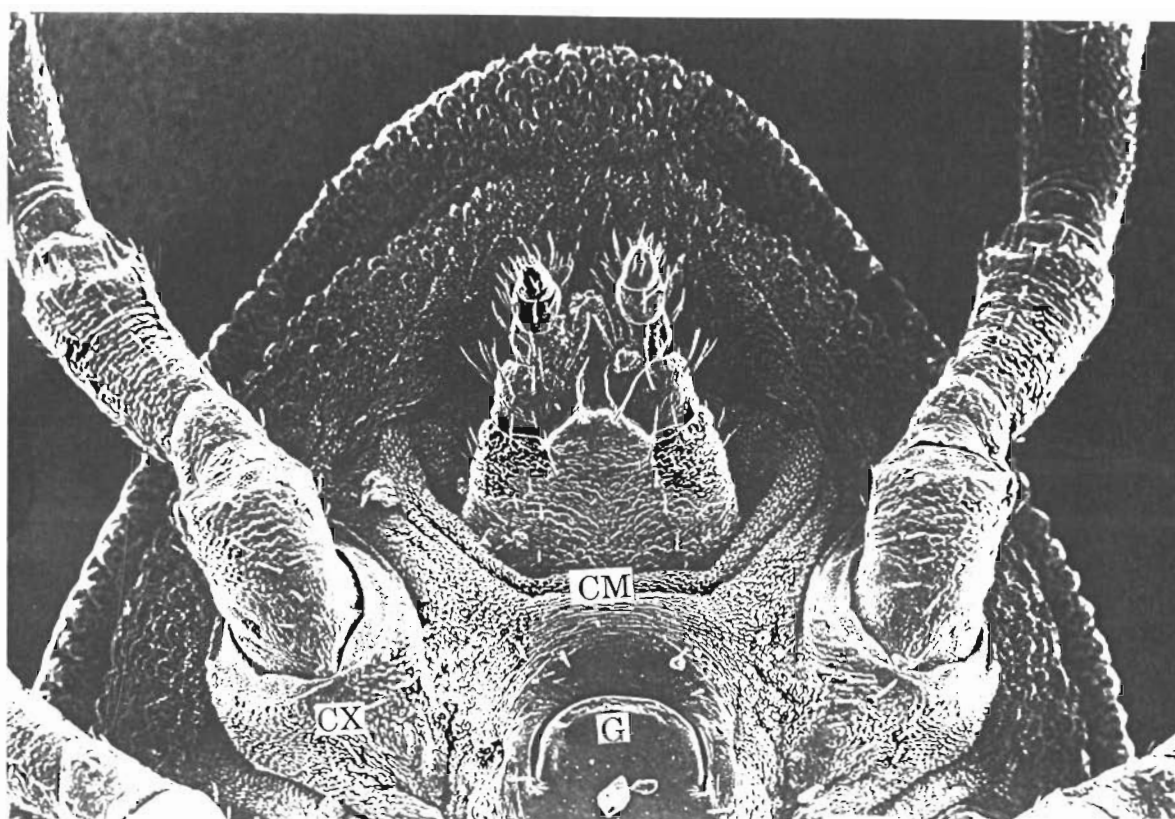


Fig.40

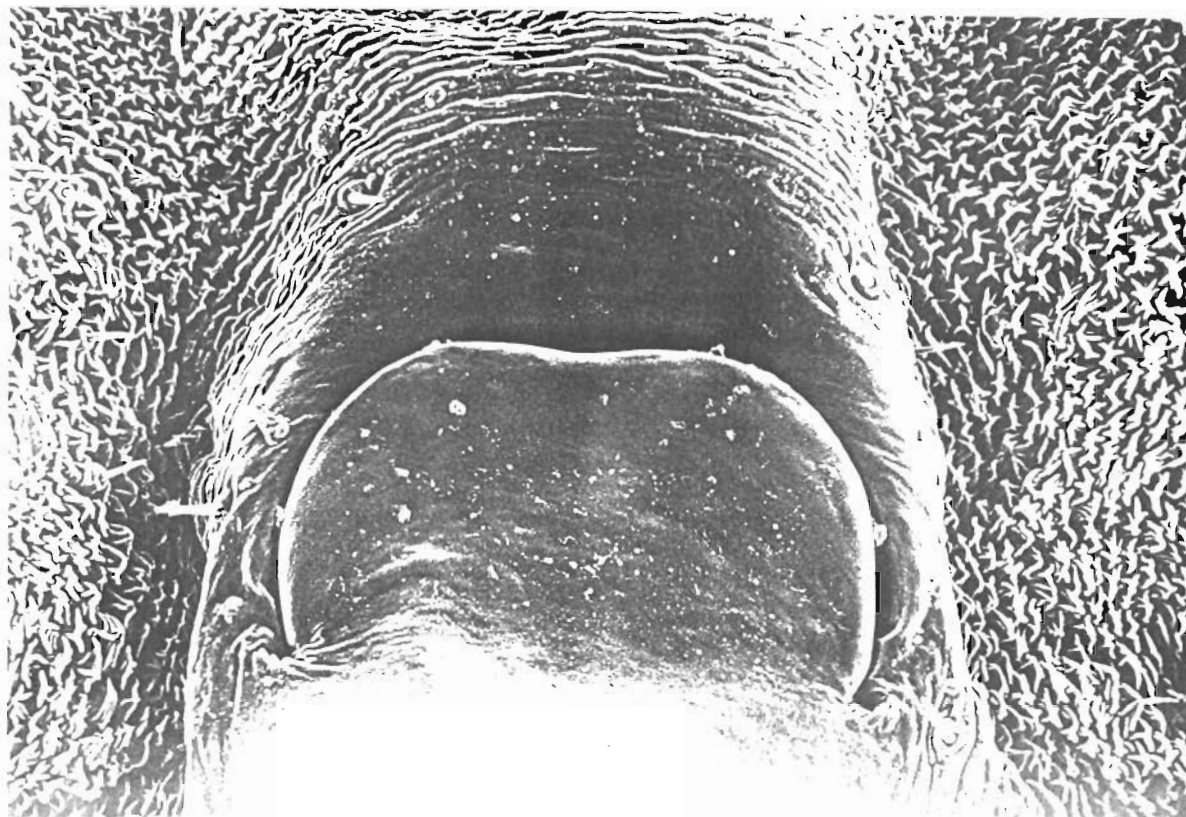


Fig.41

Des disques apparaissent à partir des extrémités de la lèvre postérieure et continuent cette dernière en longeant la marge de la lèvre antérieure (Fig 42).

Les plaques spiraculaires sont recouvertes par les coxae 4. Il n'y a pas de suture latérale (caractère spécifique du sous-genre).

Les yeux sont absents, le sillon dorsoventral n'existe pas.

Le capitulum (Fig 39, 43)

Le capitulum est large, logé dans un camérostome profond. Ce dernier s'ouvre à la hauteur de la marge antérieure des coxae I, légèrement séparé de celles-ci et s'étendant jusqu'au sillon délimitant la projection apicale du corps.

Il n'y a pas de joues, ni de capuchon, seul un collier membraneux borde le camérostome et entoure la basis capituli. Ce collier se dilate et forme un tube gonflé en état de gorgement. Il assure les mouvements de coulisse du gnathosoma.

Sur le premier segment palpal, 3 soies sont visibles en position latéro-externe, 5 sur la face ventrale. La soie la plus longue de ce segment émerge de l'ailette et atteint la hauteur de l'hypostome.

Les deux segments intermédiaires portent chacun deux soies sur la face ventrale (Figure 43). Le dernier segment possède une touffe apicale d'environ 13 soies.

Les pattes sont longues, les différents segments augmentant de diamètre de la base vers l'extrémité, les tarsi se terminent en pente (Figure 44). Les 3 premières paires sont sensiblement de même longueur. Elles mesurent successivement 2,17; 2,08 et 2,04 mm. La quatrième paire est la plus longue (2,47 mm), elle mesure environ les 3/4 de la longueur du corps. Leur surface est recouverte de rangées de soies courtes.

Des mammillae identiques à celles de la face ventrale sont visibles sur les coxae.

Les coxae sont subégales, celle de la deuxième patte séparée de celle de la première par un très mince intervalle tégumentaire d'où naît le pli coxal et contiguë à la troisième qui lui est postérieure (Figure 38).

Les tarsi sont allongés, le premier portant à son extrémité distale la bosse où se localise l'organe de Haller. La fente d'ouverture de cet organe est réticulée d'où l'appartenance au sous-genre *Reticulinasus*. Cette bosse se projette dorsalement en une pente brusque tout juste après la partie antérieure de l'organe de Haller (Fig 48).

Les tarsi II à IV sont graduellement effilés en pente douce de la surface à l'apex sans doute en raison de l'absence d'organe de Haller à leur niveau.

PLANCHE XIX

Alectorobius (Reticulinasus) sp, mâle

Fig. 42 : 1/3 postérieur ventral. Détail des sillons. sp = sillon préanal, smp = sillon médian postanal, stp = sillon transverse postanal. x 80

Fig.43 : Hypostome et segments palpaux.
PP1 = 1er article palpal, PP2 = 2ème article palpal,
PP3 = 3ème article palpal, PP4 = 4ème article palpal.
H = hypostome. X 550.

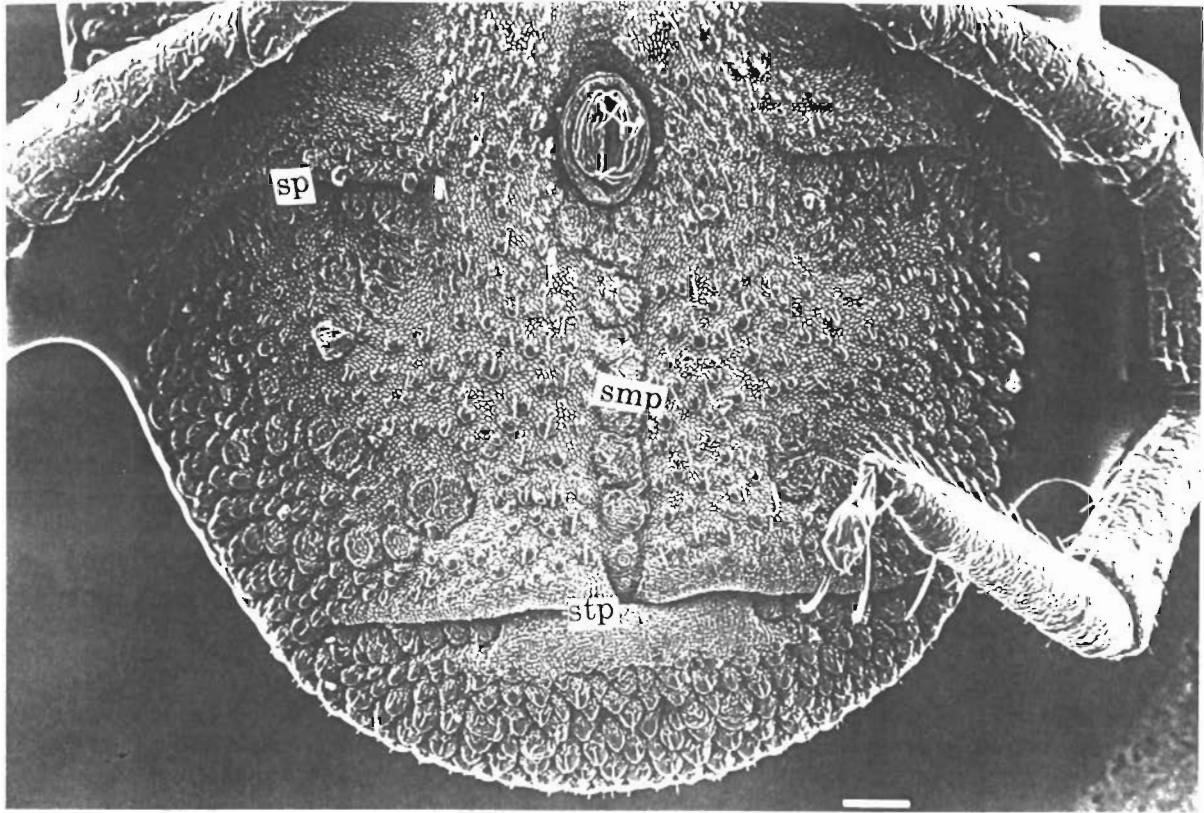


Fig. 42

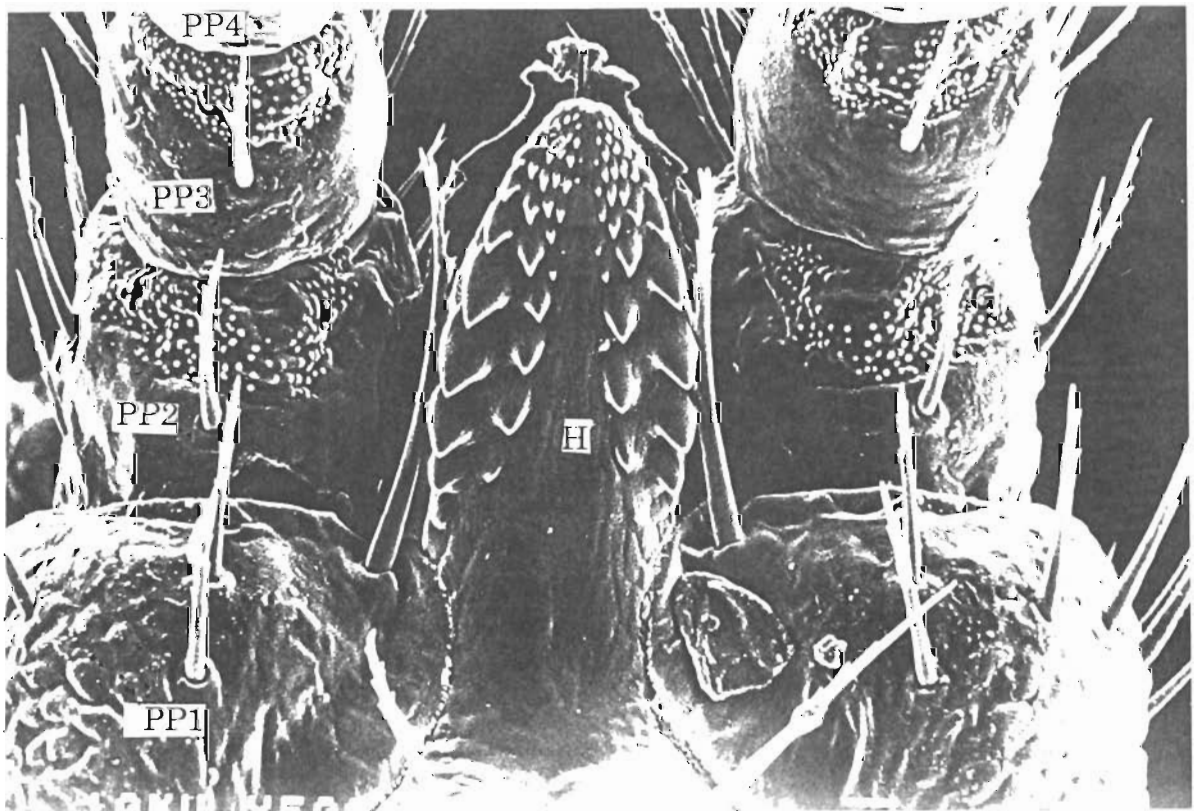


Fig. 43

PLANCHE XX

Alectorobius (Reticulinasus) sp, mâle

Fig. 44 : Tarses I à IV. X 160

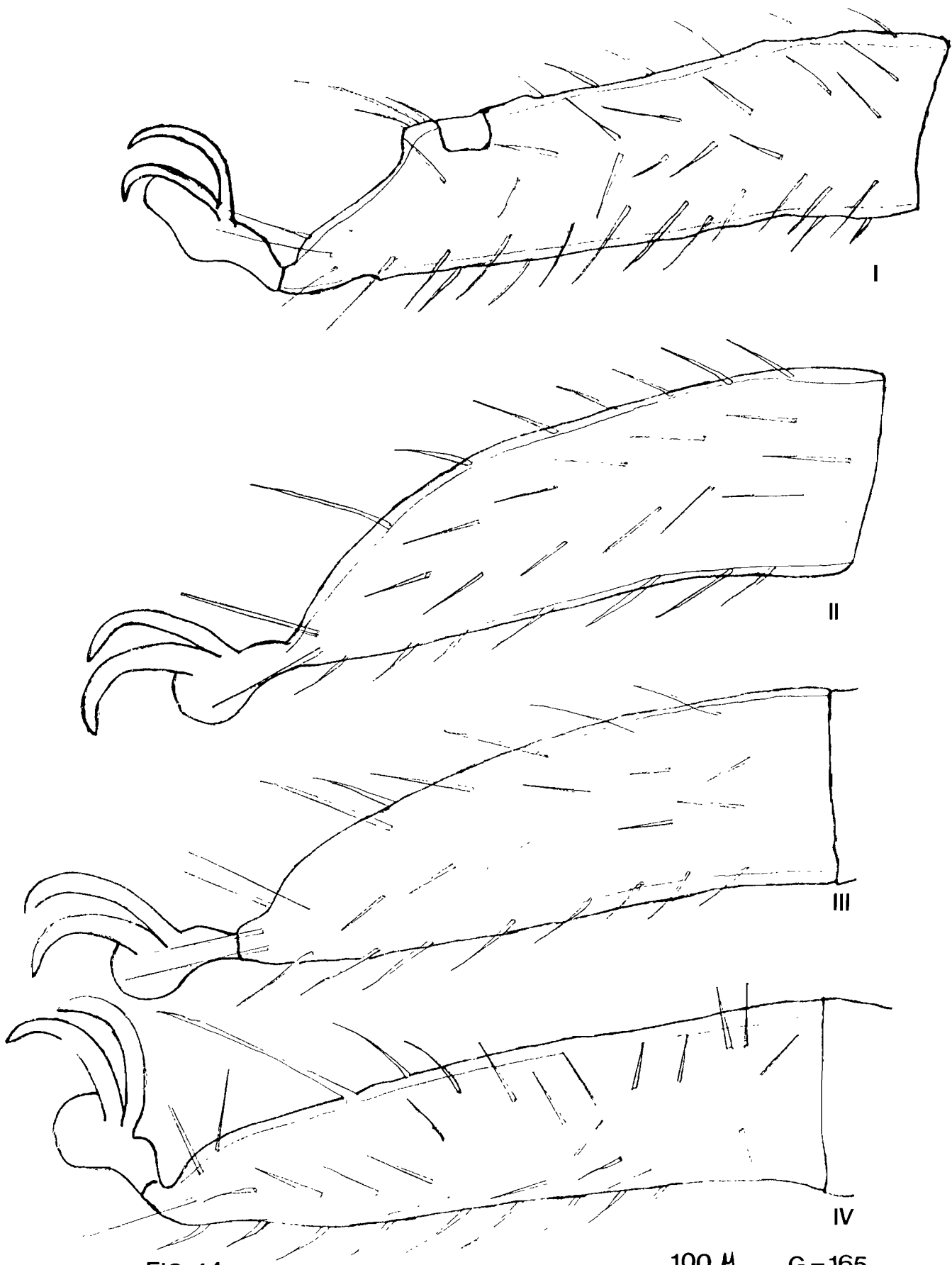


FIG. 44

100 μ G=165

PLANCHE XXI

Alectorobius (Reticulinasus) sp, mâle

Fig. 45 : Détail de l'extrémité antérieure de la basis capituli.
f = fossette, pH 1 = première paire de soies posthypostomales x 780.

Fig : 46. Détail du premier segment palpal PP 1. ai = ailette dentelée,
R= ruguosité. X 1150

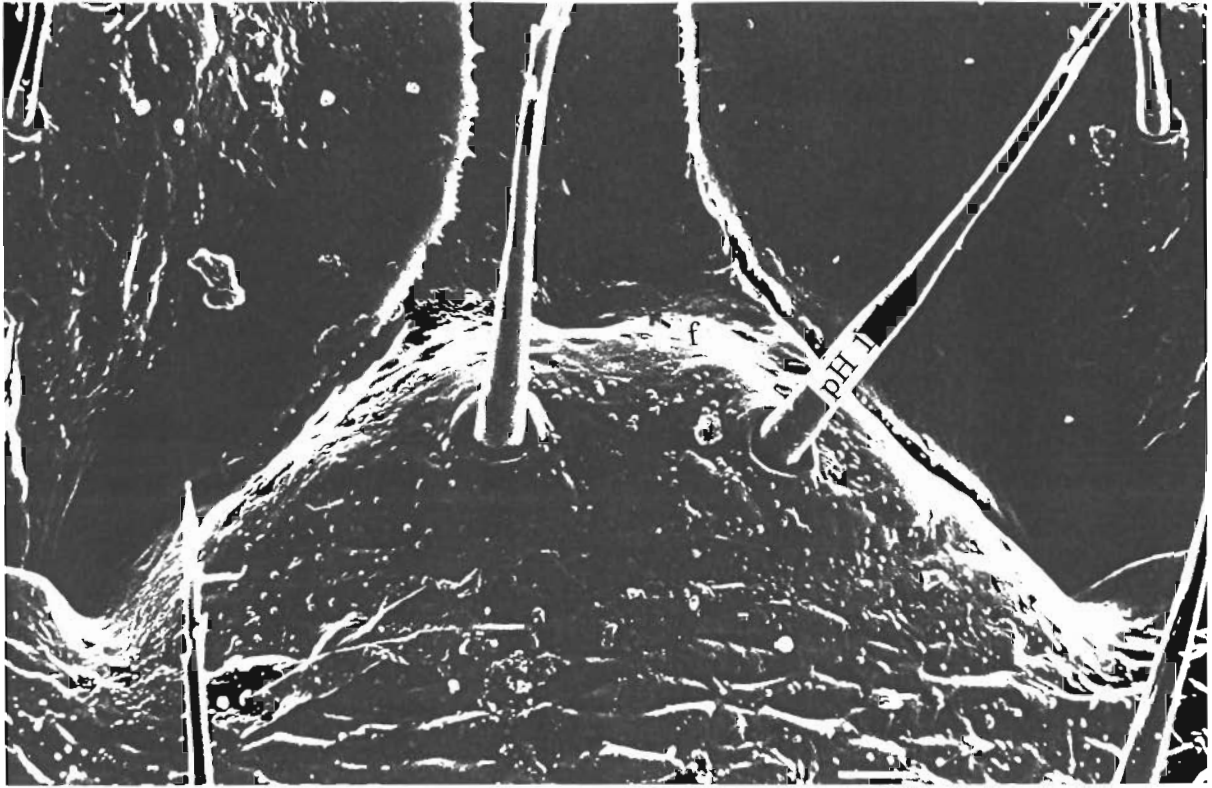


Fig.45

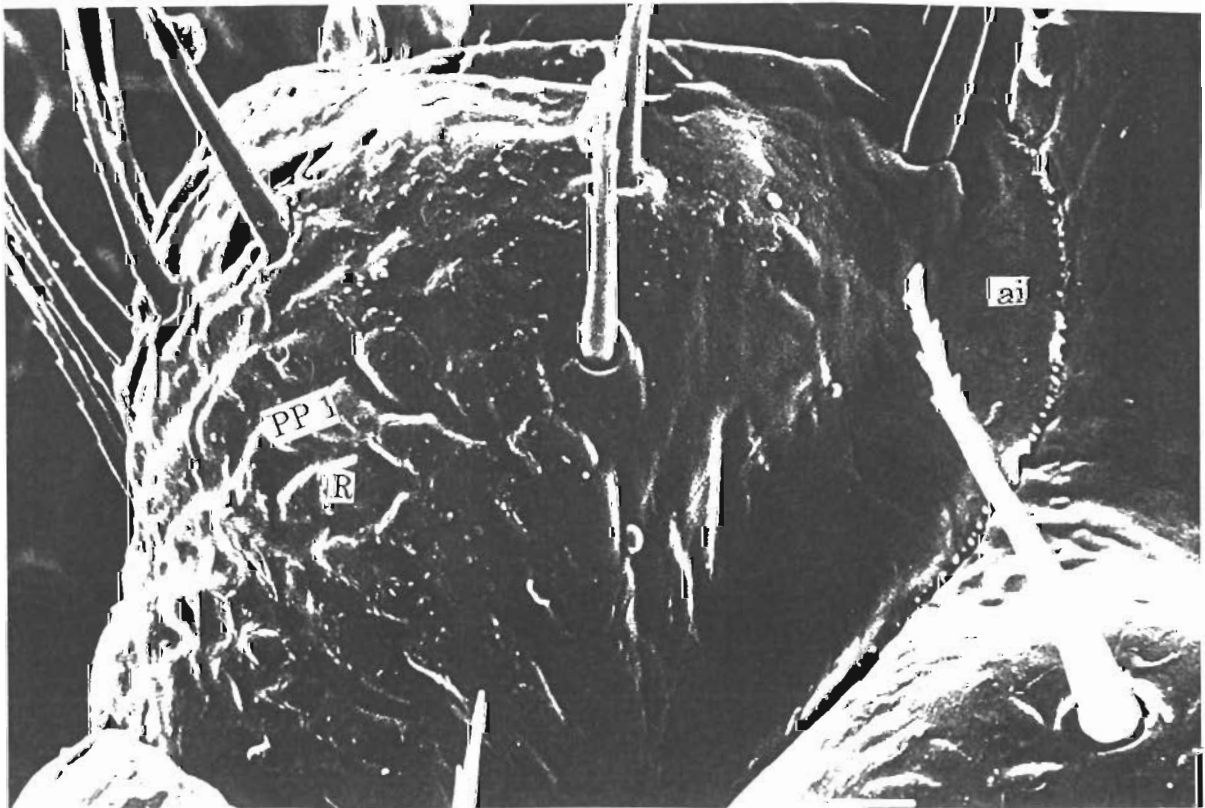


Fig.46

PLANCHE XXII

Alectorobius (Reticulinasus) sp, mâle

Fig. 47 : Face ventrale. x 23

Fig. 48 : Tarse I. x 500

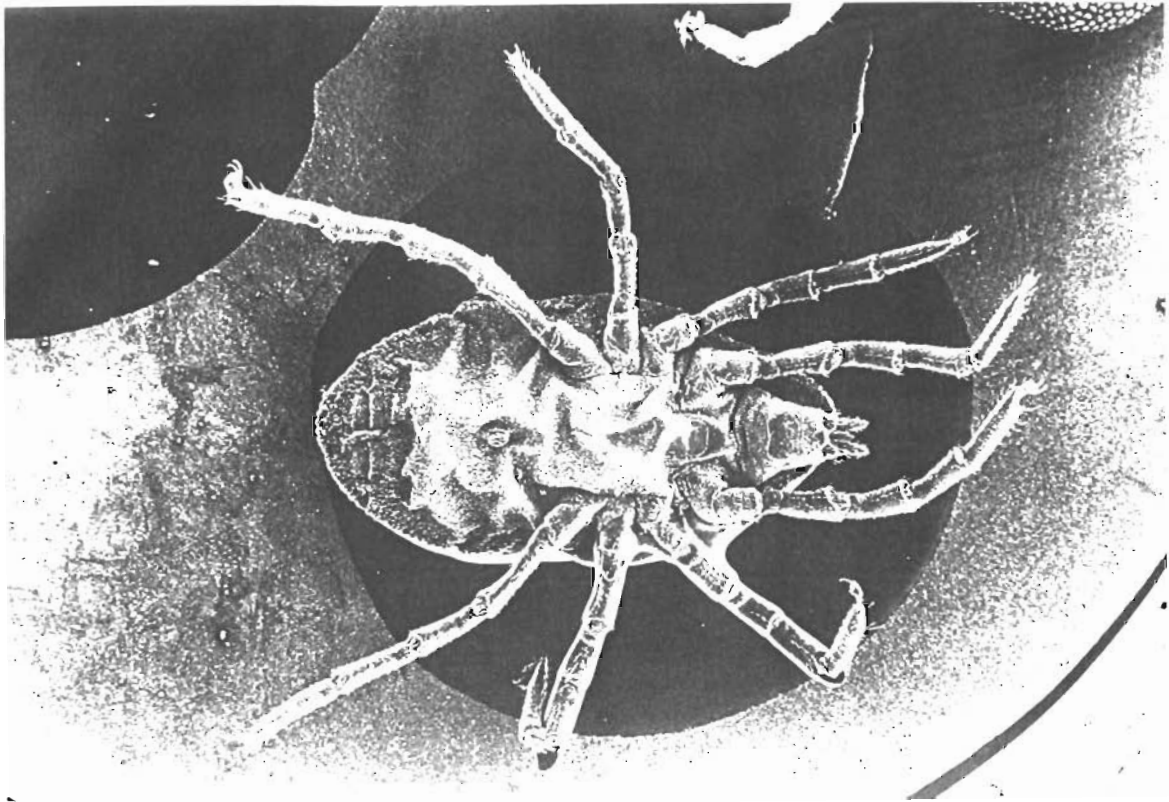


FIG 47

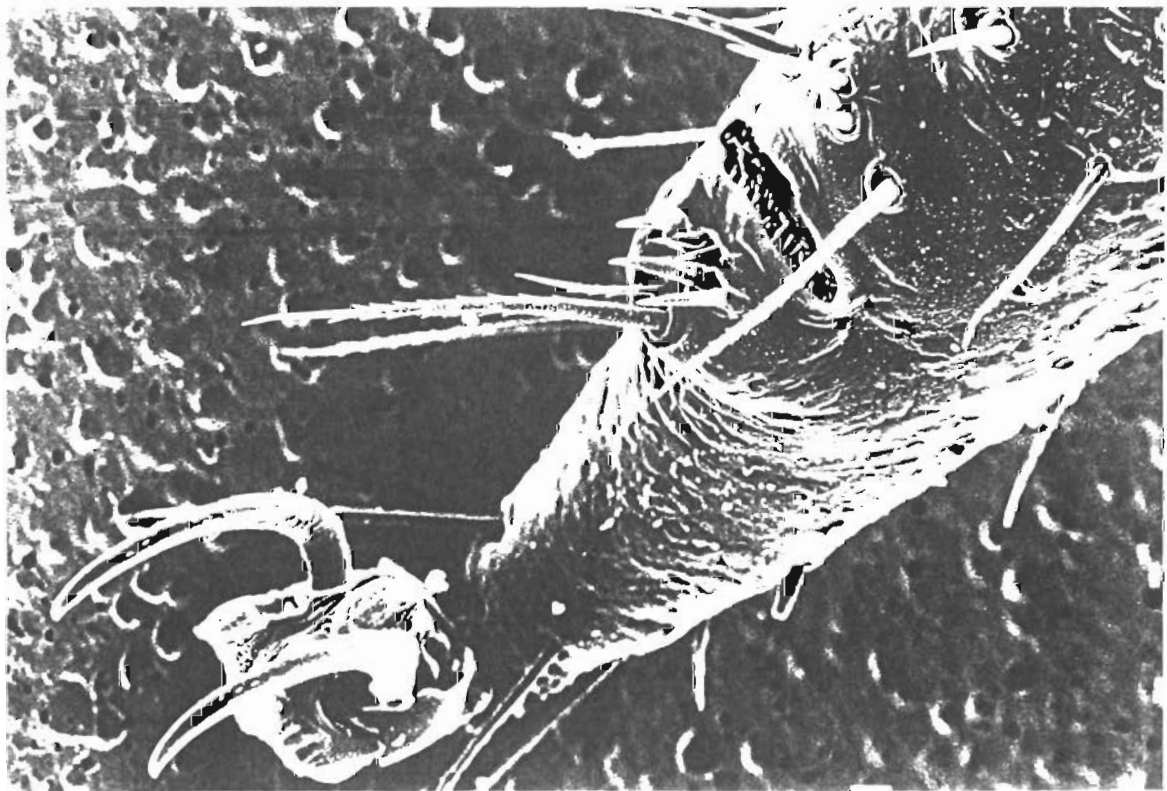


FIG 48

Chaque tarse possède à son extrémité distale un pulvillus large atteignant la moitié des griffes en forme de faucille qui terminent le pulvillus.

L' hypostome est convexe. Il mesure 0,14 mm de longueur avec une corona d'environ 5 rangées de 5 à 6 denticules chacune.

Cette disposition est symétrique par rapport à l'axe médian de l'hypostome. Les dents sont rétrogrades, distribuées sur les 2/3 distaux de l'hypostome. La formule hypostomale est 2/2.

La rangée externe compte 5 robustes dents dont les moyennes sont de taille plus grande. Quant aux dents internes, elles sont plus faibles et au nombre de 4 (Figure 43). La basis capituli est subrectangulaire à flancs basaux évasés. Sa surface ventrale est rugueuse. Elle mesure 0,388 mm de longueur et 0,341 mm de largeur.

L' hypostome émerge d'une extension médiane bombée de la basis capituli qui se termine par une pente au pied de la quelle apparait une fossette, sans doute avec des chémorécepteurs (Fig 45).

La première paire de soies posthypostomales (ph1) émerge de cette extension. Immédiatement postérieure à la fossette, la paire ph1 s'étend jusqu'au niveau du sommet du segment palpal 1 (Fig 43). Elle mesure 0,0852 mm de longueur. La deuxième paire de soies posthypostomales ph 2 est plus courte, elle émerge de la surface rugueuse du collare et mesure 0,0676 mm de longueur. Les soies postpalpales mesurent 0,067 mm en moyenne, sensiblement de même longueur que les ph2..

Les palpes sont au moins deux fois plus longs que l'hypostome, le dépassant de toute la longueur des deux derniers segments. Les deux segments intermédiaires sont subégaux en longueur et en largeur. Ils mesurent 0,052 mm chacun et leur moitié apicale possède des granulations. Le premier segment est plus large que tous les autres, sa surface est rugueuse avec une large ailette interne à bord dentelé qui recouvre le 1/3 basal de l'hypostome (Figure 46).

La femelle (Figures 49 à 54).

Elle mesure en moyenne 3,93 mm de longueur (3,71-4,11) sur 2,32 mm de largeur (2,2-2,4). Elle possède les mêmes caractéristiques dorsales que le mâle, mais est de taille plus grande (Figure 49).

Le capitulum est semblable à celui du mâle, la basis capituli mesure 0,4 mm de longueur (Figure 51).

Le gonopore femelle est en forme de fente transversale. Il s'ouvre entre les coxae II (Figure 51). La lèvre inférieure porte des rides délimités par des replis membraneux qui convergent vers son extrémité postérieure, entre ces rides émergent de minuscules petites soies.

PLANCHE XXIII

Alectorobius (Reticulinasus) sp, femelle

Fig. 49 : Face dorsale. x 46

Fig. 50 : Face ventrale. G = gonopore, PS = plaque spiraculaire.
x 50

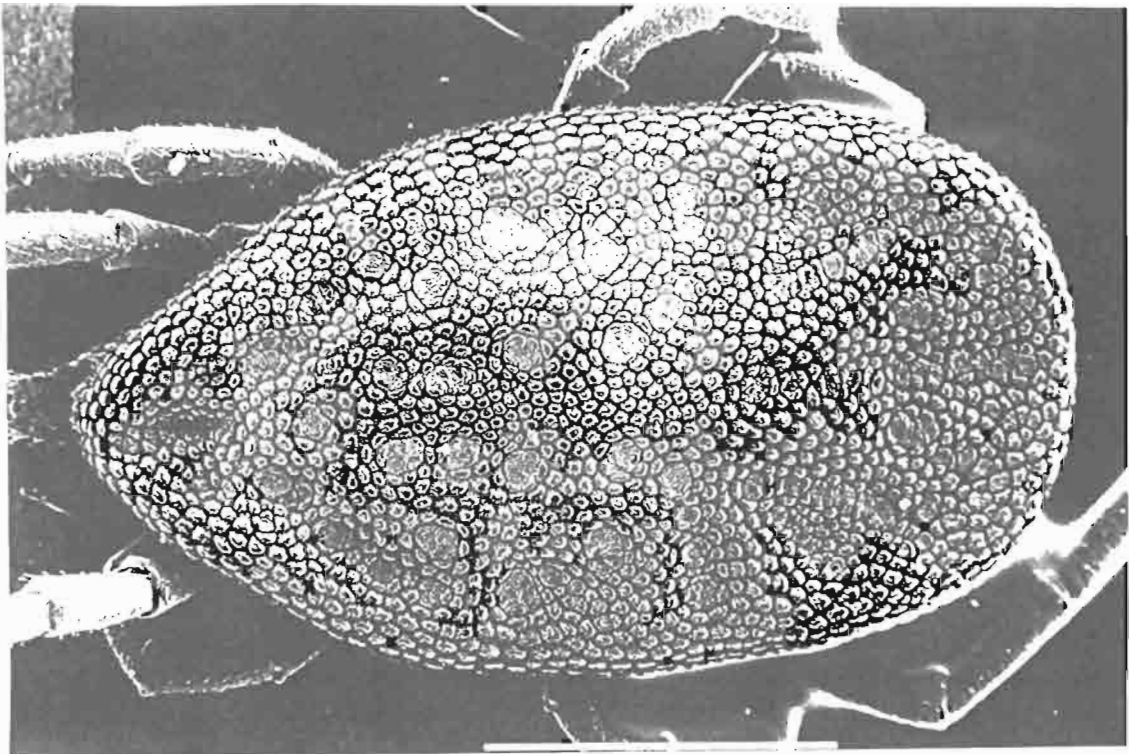


FIG. 49

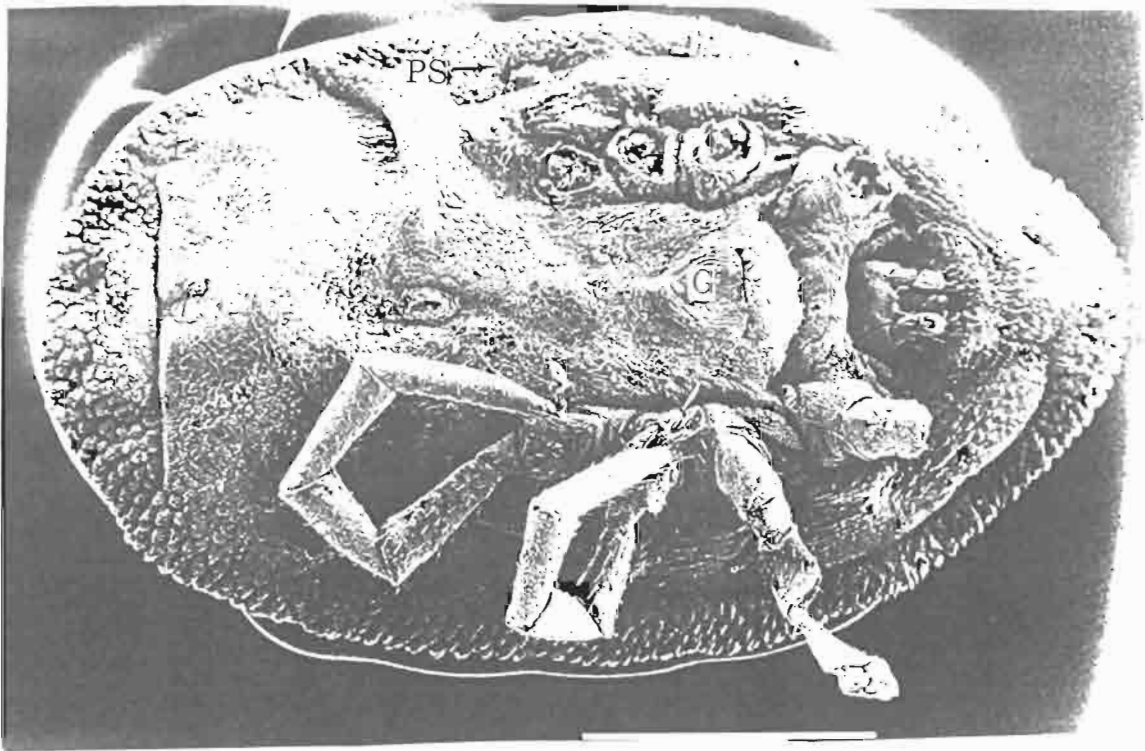


FIG. 50

PLANCHE XXIV

Alectorobius (Reticulinasus) sp, femelle

Fig. 51 : 1/2 antérieure ventrale. Position du gonopore femelle par rapport aux coxae II. x 50

Fig. 52 : Détail du gonopore, LS = lèvre supérieure, LI = lèvre inférieure. x 190

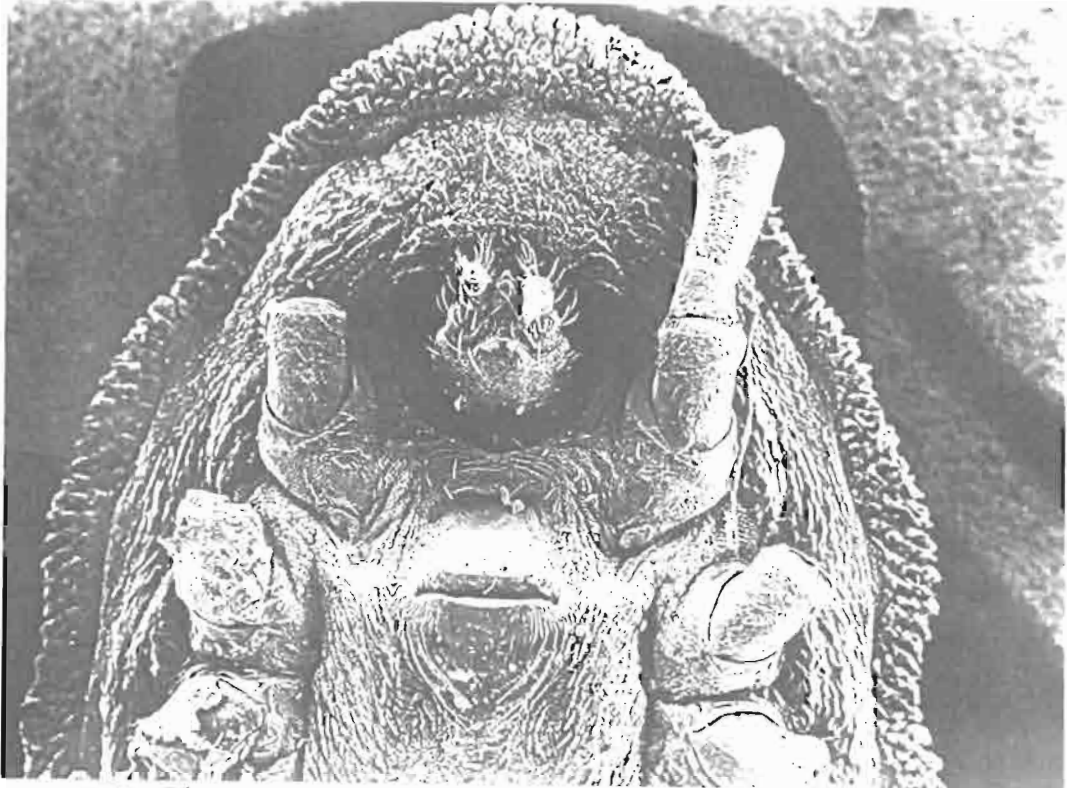


FIG. 51

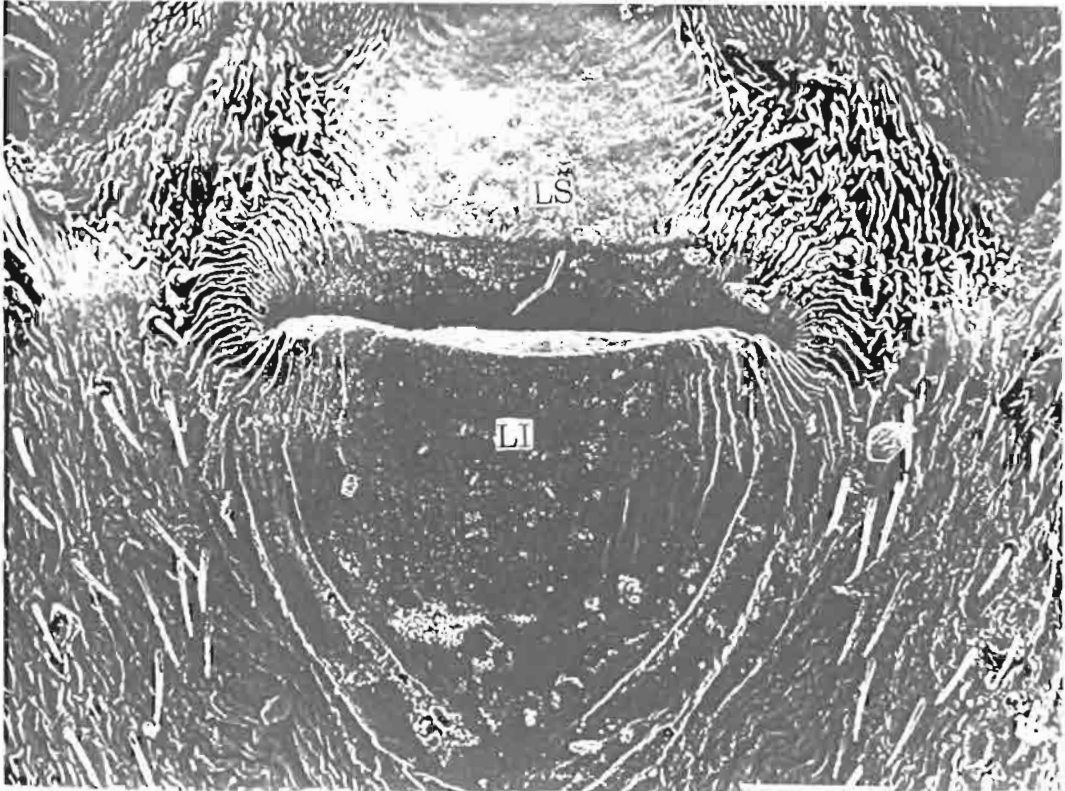


FIG. 52

PLANCHE XXV

Alectorobius (Reticulinasus) sp, femelle

Fig. 53 : 1/2 postérieure ventrale. x 60

Fig. 54 : Détail de la plaque spiraculaire. x 260

P. S = plaque spiraculaire, CX4 = coxa 4, M L = marge latérale

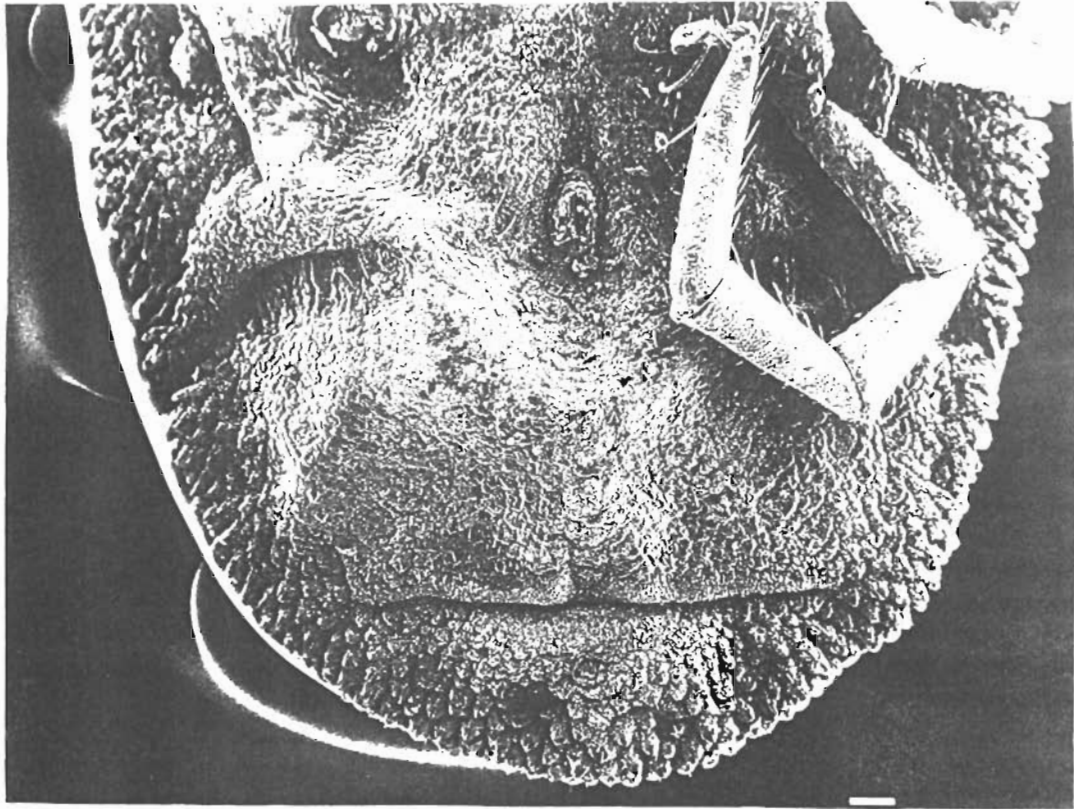


FIG. 53

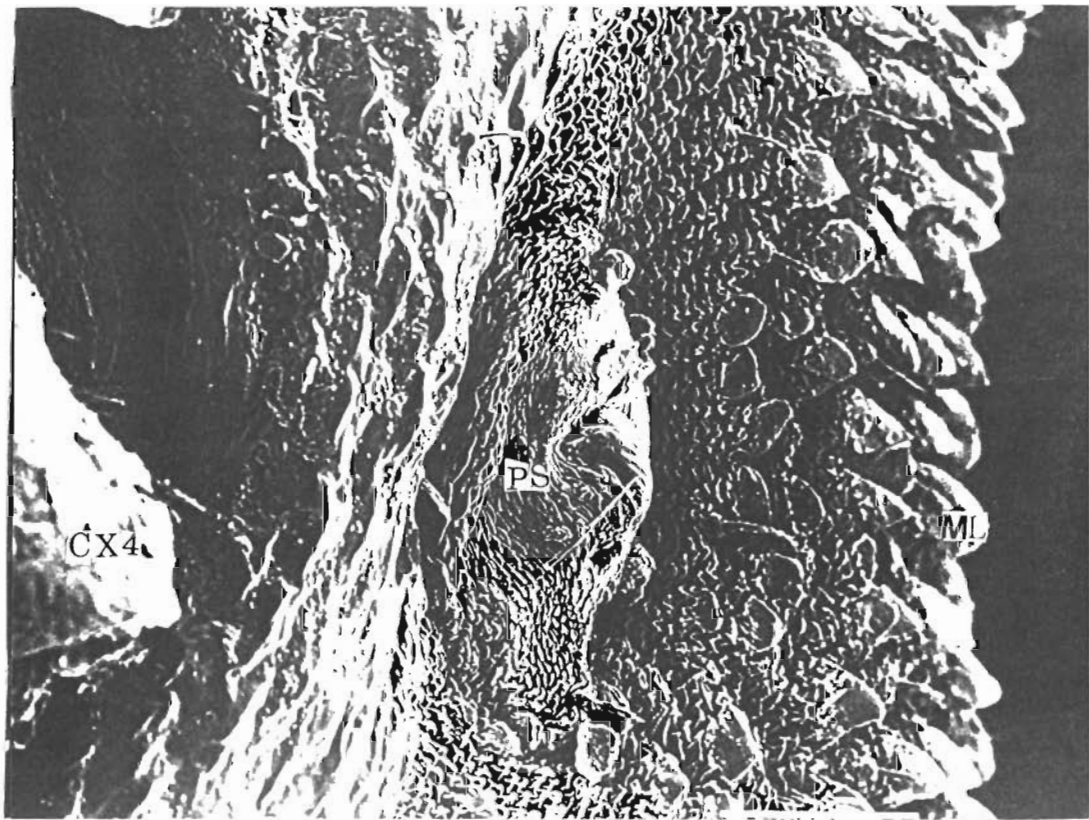


FIG. 54

La lèvre supérieure est également ridée mais uniquement sur les côtés et lisse au centre. L'ouverture du gonopore est plus large aux deux extrémités (Figure 52).

La plaque spiraculaire s'ouvre à la hauteur de la coxa IV, en position ventro-latérale (Figures 53, 54).

Les disques ventraux qui continuent la lèvre postérieure du sillon transverse postanal chez le mâle font défaut chez la femelle (Figure 53).

Les examens ultrastructuraux de la face dorsale de l'idiosoma chez la larve, les nymphes 1, 2, 3, 4 et 5 et les imagos mâle et femelle ont montré que l'aspect de celle-ci change au cours du développement postembryonnaire.

Les disques dorsaux absents chez les nymphes de premiers stades (N1, N2), apparaissent chez les nymphes de stades avancés (N3, N4, N5). En plus de ce caractère qui permet de distinguer s'il s'agit d'un stade nymphal jeune ou âgé, l'aspect de l'organe de Haller donne des renseignements très précieux qui permettent très souvent d'identifier le stade nymphal exact. En effet, des différences dépendant des stades existent concernant la taille des soies de la fosse antérieure de l'organe de Haller, de même que la formation et la réticulation des projections cuticulaires dans la cavité de la capsule.

4-3 Comparaison avec les espèces voisines.

Discussion

L'espèce sénégalaise se distingue des espèces égyptienne *Alectorobius salahi* et congolaise *Alectorobius faini* par des caractères morphologiques nettement différents.

Chez la larve d'*Alectorobius (Reticulinasus) salahi*, les coxae sont allongées et triangulaires et portent chacune trois soies subapicales (Hoogstraal, 1953) (Figure 55 b) alors que chez *Alectorobius (Reticulinasus) sp* du Sénégal, elles sont courtes et portent chacune deux soies.

L'examen de la face dorsale de l'idiosoma chez l'adulte de l'espèce sénégalaise montre que les disques dorsaux sont très nombreux, bien visibles et disposés de manière caractéristique alors que chez l'espèce égyptienne ils sont quasi-invisibles (Figure 56).

Le camérostome commence au niveau du milieu où de la moitié basale du trochanter I chez *Alectorobius salahi* (Figure 58) alors que chez l'espèce sénégalaise il s'ouvre très près des coxae I (Figure 59).

PLANCHE XXVI

Fig. 55 : *Alectorobius (Reticulinasus) salahi*, Larves.

(Source : The journal of Parasitology 9 (5) : 256-263)

a : Face dorsale

b : Face ventrale

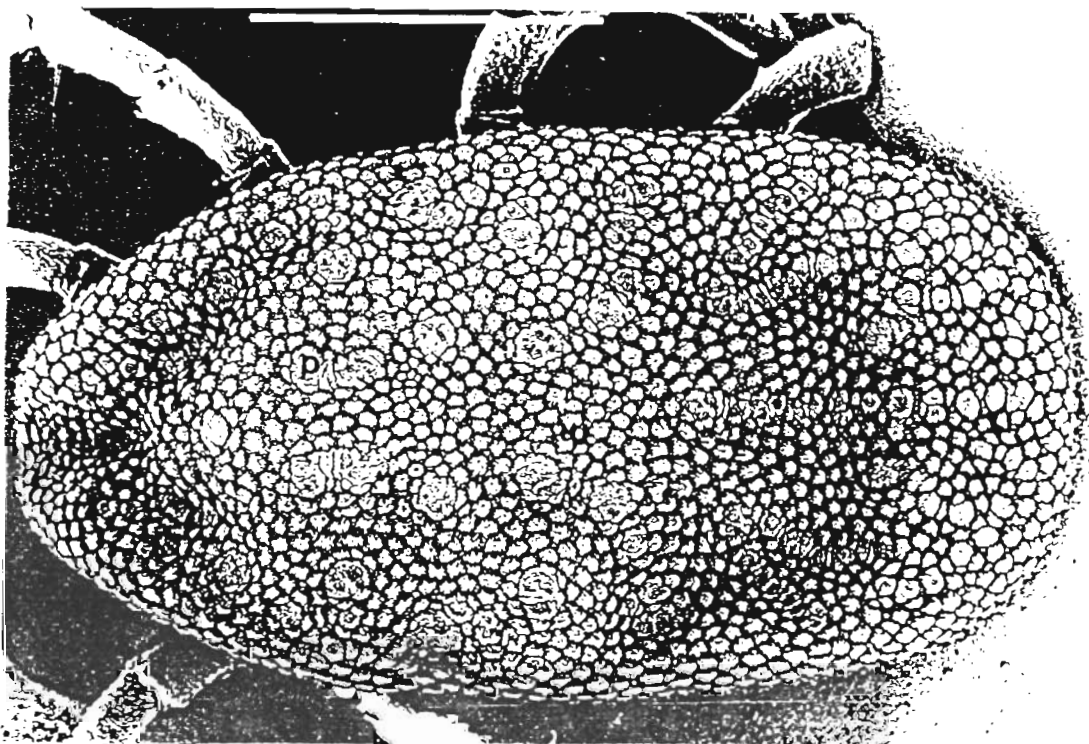
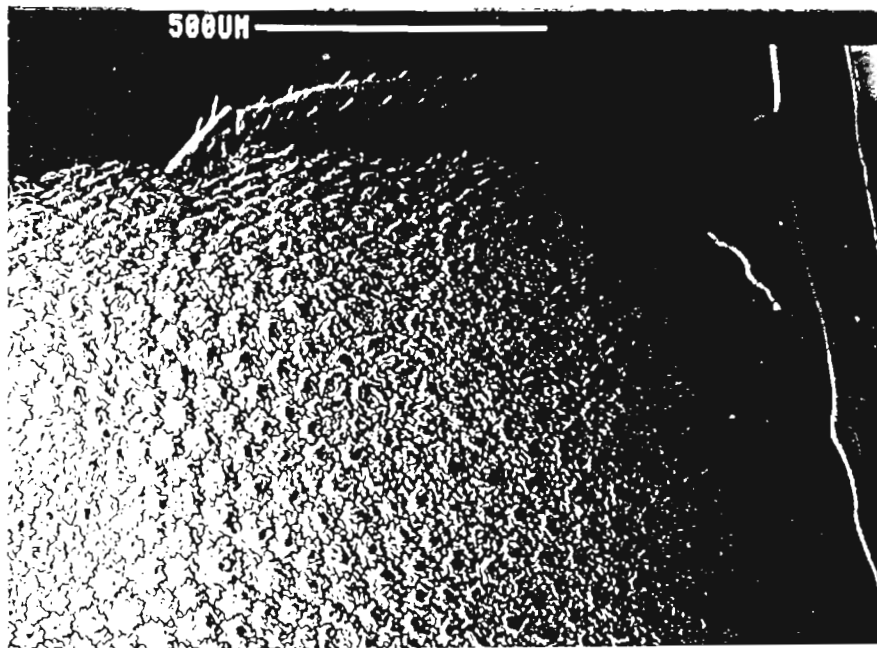
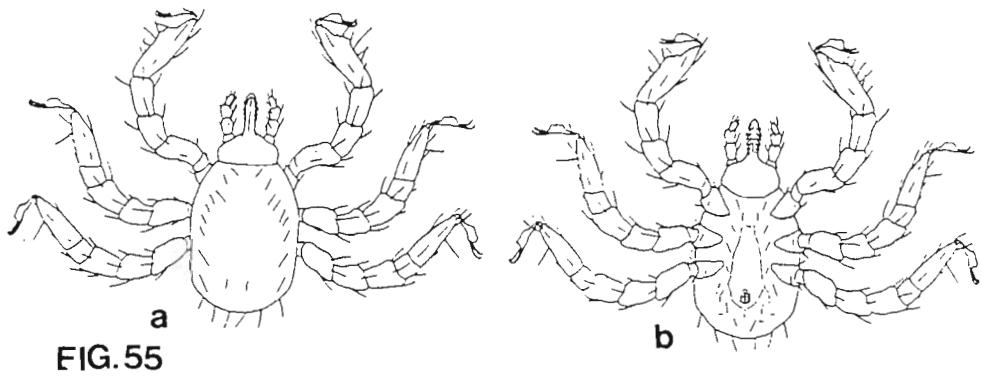
Fig.56 : *Alectorobius (Reticulinasus) salahi*, mâle.

1/4 postérieur dorsal. x 74,6

(Source : Dr J. E. Keirans, Institute of Arthropodology and Parasitology, Georgia Southern University Statesboro USA)

Fig. 57 : *Alectorobius (Reticulinasus) sp*, mâle

Face dorsale. x 46



Le capitulum de l'espèce sénégalaise est carrément enveloppé au niveau de la région antérieure large de l'idiosoma (Figure 59) alors que chez *Alectorobius salahi*, il est très près des marges latérales (Figure 58).

Une différence existe également entre ces deux espèces au niveau du pli coxal. Chez l'espèce sénégalaise le pli coxal s'arrête avant le sillon préanal alors que chez l'espèce égyptienne il continue jusqu'au sillon postanal médian (Hoogstraal, 1953).

L'*Alectorobius* de roussette du Sénégal est très proche d'*Alectorobius (Reticulinasus) faini* mais s'en distingue néanmoins par quelques caractères.

La marge antérieure de l'idiosoma est nettement arrondie chez l'espèce sénégalaise et creusée d'une large dépression continue abritant une ligne de disques (Figure 60), tandis que chez l'espèce congolaise, l'extrémité antérieure de l'idiosoma est franchement pointue (Hoogstraal, 1960) (Figure 61).

Les deux marges latérales du corps sont quasi-parallèles chez l'espèce sénégalaise (Figure 57) alors que chez *Alectorobius faini* le corps est plus large au niveau des sillons préanaux et les marges latérales convergent graduellement du niveau de ces sillons vers l'extrémité antérieure, finissant en pointe (Figure 61).

La dépression de la marge antérieure dorsale de l'idiosoma du mâle est contournée par une élévation antérolatérale de la limite avant de l'idiosoma chez *Alectorobius faini* alors que chez l'espèce sénégalaise, la dépression est large et continue, sans limite antérieure. Elle abrite aussi des disques (Figure 60).

Les disques dorsaux antérieurs sont plus gros chez l'imago de l'espèce sénégalaise que chez l'espèce congolaise. L'examen de la face dorsale de l'idiosoma montre que ces disques sont très évidents et au moins 1,5 fois plus grands en diamètre que chez *Alectorobius faini* ou ils sont moins nombreux dans la région antérieure et moins visibles postérieurement (Figure 61).

Les deux plis supracoxaux contournent en avant la marge antérieure du camérostome et se rejoignent chez l'imago de l'espèce sénégalaise alors que chez l'espèce congolaise, ils s'estompent à la hauteur des coxae I. Du niveau de ces coxae I, les marges latérales repliées vers l'intérieur convergent en direction de la basis capituli chez l'espèce congolaise (Hoogstraal, 1960).

Les caractères étudiés chez la larve d'*Alectorobius* de roussette de Sénégal permettent de la distinguer des espèces égyptienne et congolaise (Tableau 10).

La plaque dorsale est presque carrée, plus grande chez l'espèce sénégalaise que chez l'espèce congolaise.

PLANCHE XXVII

Fig. 58 : *Alectorobius (Reticulinasus) salahi*, mâle. x 39,7

(Source : Dr J. E. Keirans, Institute of Arthropodology and Parasitology, Georgia Southern University Statesboro USA)

Fig. 59 : *Alectorobius (Reticulinasus) sp*, mâle. x 100



FIG. 58

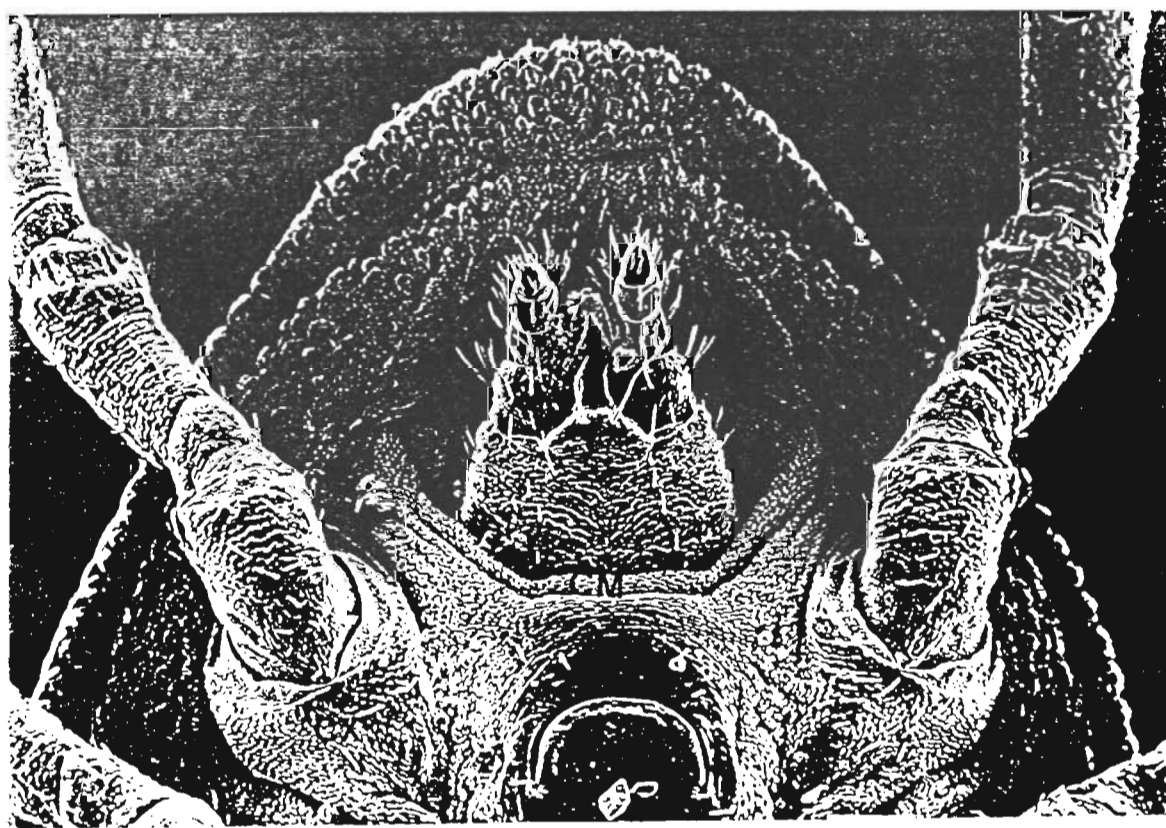


FIG. 59

PLANCHE XXVIII

Fig. 60 : *Alectorobius (Reticulinasus) sp*, mâle.

1/3 antérieur dorsal. 90

Fig. 61 : *Alectorobius (Reticulinasus) faini*, mâle.

Face dorsale. x 32,5.

(Source : Dr J. E. Keirans, Institute of Arthropodology and Parasitology, Georgia Southern University Statesboro USA)

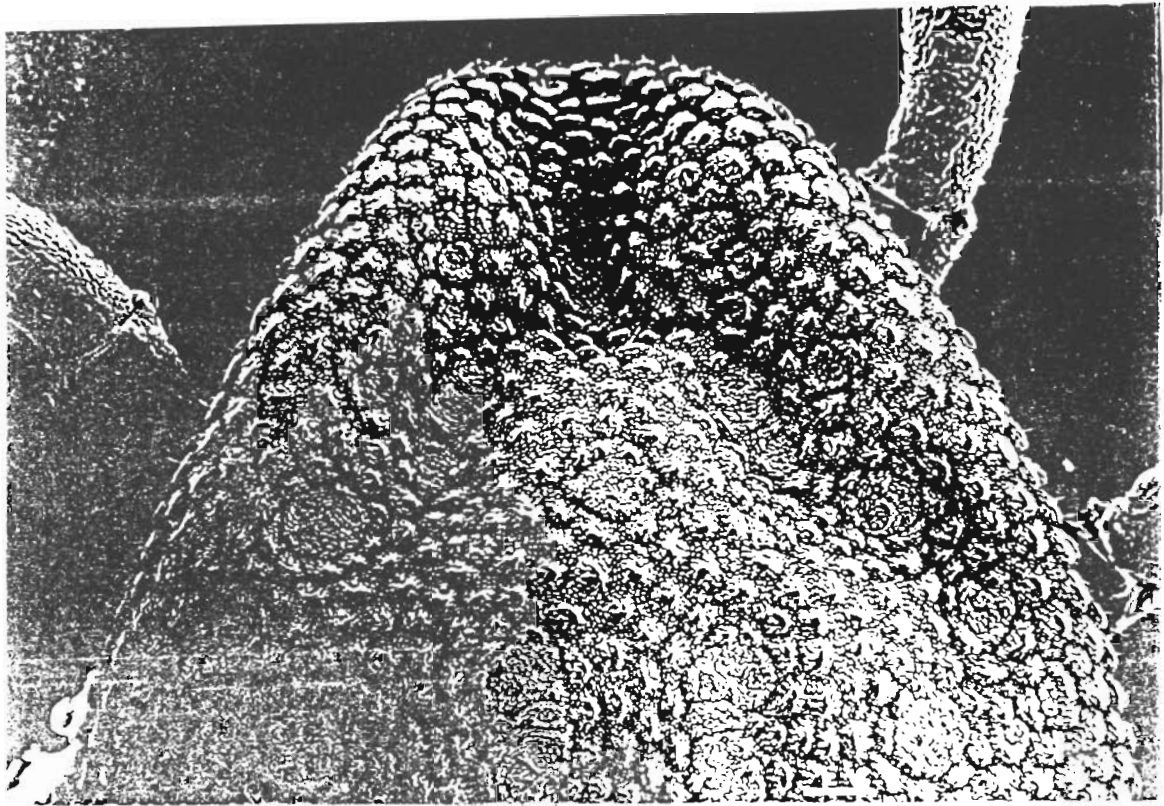


FIG.60

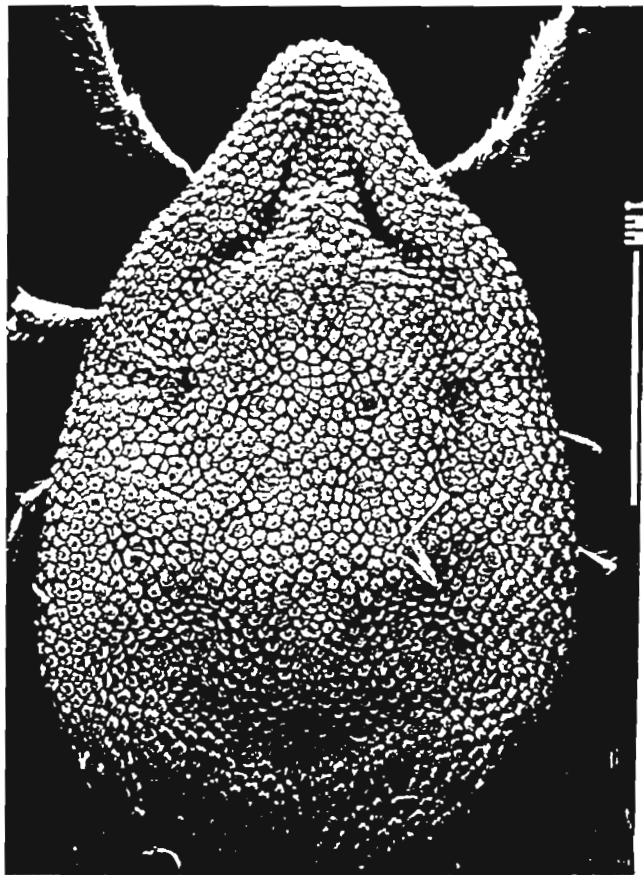


FIG.61

Tableau 10 : Caractères différentiels des larves.

Alectorobius (Reticulinasus) salahi
(Hoogstraal, 1953) .
Source :Systematics of the subfamily
Ornithodorinae (Acarina : Argasidae)
III. Identification of the larvae of the
eastern hemisphere.
Sonenshine, Clifford, Kohls (1966).

Idiosoma: non gorgé
Longueur: 0,670 à 0,685 (3)
Largeur : 0,340 à 0,420 (3)
Petite plaque dorsale presque carrée.

L :0,138 -0,148 (2)

l :0,138 (2)

Surface dorsale totalisant 13 ou 14
paires de soies ; 11 ou 12 paires étant
dorsolatérales (typiquement 12) ,
2 paires centrales.

Surface ventrale avec 8 paires de soies
PMS absent

CA1 : Longueur approximative 0,038 (2)

CA2 : Longueur approximative 0,045 (4)

CA3 : Longueur approximative 0,052 (6)

Alectorobius (Reticulinasus) faini
(Hoogstraal,1960)
Source: Systematics of the subfamily
Ornithodorinae(Acarina : Argasidae)
III Identification of the larvae of the
eastern hemisphere.
Sonenshine, Clifford, Kohls (1966).

Idiosoma : non gorgé
Longueur: 0,600 à 0,645 (5)
Largeur : 0,342 à 0,410 (5)
Petite plaque dorsale aplatie postérieure-
ment, arrondie antérieurement

L : 0,090 -0,101 (3)

l : 0,095-0,109 (3)

Surface dorsale totalisant 14 ou 15
paires de soies; 12 ou 13 paires étant
dorsolatérales,
2 paires centrales

Surface ventrale avec 8 paires de soies
PMS absent

CA1 : Longueur approximative 0,042(3)

CA2 : Longueur approximative 0,049(4)

CA3 : Longueur approximative 0,059(5)

Alectorobius (Reticulinasis) sp
du Sénégal

Idiosoma : non gorgé
Longueur : 0,596 à 0,611 (2)
Largeur : 0,368 à 0,384 (4)
Petite plaque dorsale presque carrée

L : 0,114-0,115 (2)

l : 0,114-0,135 (2)

Surface dorsale totalisant 14 paires
de soies; 12 paires étant dorsolatérales

2 paires centrales

Surface ventrale avec 8 paires de soies
PMS absent

CA1 : Longueur approximative 0,038 (2)

CA2 : Longueur approximative 0,044 (2)

CA3 : Longueur approximative 0,025 (2)

Capitulum

Basis capituli

Longueur 0,133-0,143 (4)

Largeur : 0,208-0,230 (9)

2 paires de soies posthypostomales

PH1 Longueur approximative 0,017(3)

PH2 Longueur approximative 0,020(12)

Distance entre les soies PH1 0,021(13)

Distance entre les soies PH2 0,079(12)

Palpes

Longueur : 0,165-0,198 (13)

Largeur : 0,041-0,053 (9)

Longueur approximative des segments
palpaux:

Segment 1 : 0,054 (12)

Segment 2 : 0,047 (11)

Segment 3 : 0,058 (7)

Segment 4 : 0,045 (9)

Soies palpaes

Segment 1 : 1 à 4 soies

Segment 2 : 4 soies

Segment 3 : 5 soies

Segment 4 : 8 à 9 soies

Capitulum

Basis capituli

Longueur : 0,122 à 0,138 (5)

Largeur : 0,362 à 0,410 (5)

2 paires de soies posthypostomales

PH1 Longueur approximative 0,010 (1)

PH2 Longueur approximative 0,018 (1)

Distance entre les soies PH1 0,019 (3)

Distance entre les soies PH2 0,082 (3)

Palpes

Longueur : 0,160 - 0,180 (3)

Largeur : 0,052 - 0,055 (5)

Longueur approximative des segments
palpaux

Segment 1 : 0,053 (5)

Segment 2 : 0,042 (5)

Segment 3 : 0,043 (5)

Segment 4 : 0,044 (5)

Soies palpaes

Segment 1 : 1 à 4 soies

Segment 2 : 4 soies

Segment 3 : 5 soies

Segment 4 : 8 ou 9 soies

Capitulum

Basis capituli

Longueur : 0,102 - 0,112 (3)

Largeur : 0,210 - 0,236 (5)

2 paires de soies posthypostomales

PH1 Longueur approximative 0,016 (1)

PH2 Longueur approximative 0,014 (1)

Distance entre les soies PH1 0,043 (2)

Distance entre les soies PH2 0,070 (2)

Palpes

Longueur 0,160 - 0,162 (2)

Largeur 0,028 - 0,046 (4)

Longueur approximative des segments
palpaux

Segment 1 : 0,039 (5)

Segment 2 : 0,043 (5)

Segment 3 : 0,043 (5)

Segment 4 : 0,028 (3)

Soies palpaes

Segment 1 : 1 soie

Segment 2 : 4 soies

segment 3 : 5 soies

Segment 4 : 8 ou 9 soies

Hypostome

émerge d'une légère extension médiane de la région antérieure de la basis capituli, carrément poitu dans sa partie antérieure

Longueur : 0,104 - 0,114 (10)

Largeur : 0,047 - 0,064 (11)

La rangée interne en position ventrale par rapport à la rangée externe

Formule hypostomale 2/2

rangée externe 8 dents

rangée interne 7 dents

Corona avec des denticules de formule 3/3

Pattes

Tarse 1

Longueur 0,210 - 0,290 (14)

Largeur 0,067-0,081 (9)

Chaetotaxie tarse 1

1 paire A, 1 DM, 5PC, 1 PM, 1 paire B,

1 paire AV, 1 paire MV, 1 paire BV et

1 paire AL

Capsule de l'organe de Haller réticulée

Hôtes et distribution

Parasites de chauves souris frugivores

en Egypte (Hoogstraal, 1953a)

en Israël (Théodore et Costa, 1960)

Hypostome

émerge directement de la basis capituli et non d'une extension médiane de la région antérieure

carrément pointu dans sa partie antérieure

Longueur : 0,112 - 0,122 (5)

Largeur : 0,052-0,056 (5)

La rangée interne en position ventrale par rapport à la rangée externe

Formule hypostomale 2/2

rangée externe 8 dents

rangée interne 7 dents

Corona avec des denticules de formule 3/3 ou 4/4

Pattes

Tarse 1

Longueur 0,225 - 0,242 (5)

Largeur 0,078 - 0,085 (3)

Chaetotaxie tarse 1

1 paire A, 1 DM, 5 PC, 1 PM, 1 paire B,

1 paire AV, 1 paire MV, 1 paire BV et

1 paire AL

Capsule de l'organe de Haller réticulée

Hôtes et distribution

Parasites de chauves souris frugivores

au Congo Zaïre (Hoogstraal, 1960)

existe au Congo Brazzaville, également signalé en Angola et en Inde.

Hypostome

émerge d'une légère extension médiane de la région antérieure de la basis capituli, légèrement arrondi dans sa partie antérieure

Longueur : 0,101 - 0,110 (5)

Largeur : 0,050 - 0,061 (5)

La rangée interne en position ventrale par rapport à la rangée externe

Formule hypostomale 2/2

rangée externe 6 dents, rarement 7

rangée interne 5 dents

Corona avec des denticules de formule 4/4

Pattes

Tarse 1

Longueur 0,219 - 0,265 (5)

Largeur 0,070 - 0,080 (5)

Chaetotaxie tarse 1

1 paire A, 1 DM, 5 PC, 1 PM, 1 paire B,

1 paire AV, 1 paire MV, 1 paire BV et

1 paire AL

Capsule de l'organe de Haller réticulée

Hôtes et distribution

Parasites de chauves souris frugivores

Rousettus aegyptiacus occidentalis à

Bandia (Thiès, Sénégal)

également signalé dans la grotte à roussettes à Etiolo (Kédougou, Sénégal :

Morel, communication personnelle);

et sur *Rousettus angolensis smithi* à

Salémata (Kédougou, Sénégal : Camicas, communication personnelle).

* Le chiffre entre parenthèses indique le nombre de mesures effectuées.

Caractères différentiels des nymphes

Alectorobius (Reticulinasus) salahi
(Hoogstraal,1953)
Source : Journal of parasitology - 1953
T. 39 - page 256-263

Disques dorsaux invisibles

Alectorobius (Reticulinasus) faini
(Hoogstraal,1960)
Source: Revue de zoologie et de botanique
africaines
Vol LXII, Fasc. 3-4- 1960

Les premiers segments palpaux ont des ailettes peu évidentes (il n'a pas été fait état de cette description dans la publication de Hoogstraal)
La soie la plus antérieure émerge directement du segment 1

Disques dorsaux visibles chez les nymphes de stade avancé

Alectorobius (Reticulinasus) sp
du Sénégal

Les premiers segments palpaux présentent des ailettes larges couvrant en partie la moitié basale de l'hypostome
La soie la plus antérieure émerge directement de cette ailette et non de la surface du segment 1 proprement dit
Disques dorsaux à partir des nymphes de stade 3
Ils sont très apparents et possèdent déjà l'arrangement de ceux de l'adulte

Caractères différentiels des adultes

Alectorobius (Reticulinasus) salahi
(Hoogstraal, 1953)

Source : Journal of parasitology
T.39 - page 256 - 263

Alectorobius (Reticulinasus) faini
(Hoogstraal, 1960)

Source : Revue de zoologie et de botanique
africaines
Vol. LXII, Fasc. 3-4 - 1960

Alectorobius (Reticulinasus) sp
du Sénégal

Marge antérieure de l'idiosoma arrondie

Marge antérieure effilée

Marge antérieure de l'idiosoma creusée
d'une large dépression continue

Camérostome très proche des marges
latérales

Camérostome parfaitement couvert par
la région antérieure large de l'idiosome

Corps ovale allongé

Corps plus large au niveau des sillons
préanaux. Marges latérales convergeant
graduellement vers l'extrémité
antérieure

Marges latérales du corps parallèles

Petits disques dorsaux presque
invisibles

Invisibles chez les spécimens
conservés longtemps

Disques dorsaux apparents, ceux de l'aire
postérieure disposés en rangées
radiaires, ceux de la surface antérieure
en lignes parallèles

Disques dorsaux nombreux, frappants et
réticulés

ceux de la moitié antérieure plus
nombreux et en arc de cercle vers les
marges latérales du corps.

Ceux de de la moitié postérieure
disposés en rangées radiaires.

Très facilement discernables aussi bien
chez les spécimens vivants que chez ceux
conservés longtemps

La longueur des soies circumanales comparée chez les trois espèces fournit également des caractères différentiels appréciables. La troisième paire de soies circumanales est plus courte chez l'espèce sénégalaise que chez les deux autres.

Nous avons cité en exemple ces deux caractères uniquement, dans le but de ne pas reprendre en théorie le tableau comparatif des larves.

D'autres caractères tels que la forme des palpes sont également intéressants (Tableau 10).

Les différences de mensuration indiquées sont importantes. En raison de l'importance des écarts (La troisième paire de soies circumanales CA3 mesure 0,059 mm chez *Alectorobius faini* et 0,025 mm chez l'espèce sénégalaise), nous les considérons donc comme spécifiques, ne relevant pas de la variabilité individuelle du caractère.

De telles variations doivent être considérées comme des caractères différentiels fondamentaux pouvant servir au diagnostic spécifique.

En dehors de la forme, la chaetotaxie des coxae chez la larve, et l'aspect des disques dorsaux chez l'imago qui excluent de prime abord toute similitude entre l'espèce sénégalaise et l'espèce égyptienne, la nature de l'hypostome est également un critère taxonomique largement édifiant.

Chez la larve la formule hypostomale est 2/2 pour les trois espèces mais il existe une différence nette dans le nombre des dents de chaque rangée.

Par rapport aux espèces égyptienne et congolaise, l'espèce sénégalaise compte moins de dents aussi bien sur la rangée interne qu'externe. En effet *Alectorobius faini* possède 8 dents externes, 7 internes; de même que *Alectorobius salahi* alors que l'espèce sénégalaise n'a que 7 dents externes et 5 internes.

Chez l'imago de l'espèce égyptienne, l'hypostome est allongé avec des dents distribuées sur la moitié apicale, chez l'imago de l'espèce sénégalaise l'hypostome est convexe et les dents occupent les 2/3 apicaux.

Malgré la brièveté de la description des nymphes d'*Alectorobius salahi* et d'*Alectorobius faini* par Hoogstraal, les différences appréciables trouvées entre les larves et les imagos nous ont conduit à conclure que l'espèce sénégalaise doit être considérée comme une nouvelle espèce que nous nous proposons de dédier au Docteur Jean Louis Camicas. (à paraître).

Chapitre 5

Eléments d'écologie de la tique

Le type de parasitisme chez l'*Alectorobius (Reticulinasus) n. sp* du Sénégal est monoxène pholéophile (monoxène = un seul type d'hôte à toutes les stases, pholéophile = hôte vivant dans un abri protégé).

Ce parasitisme est très spécialisé, la coexistence permanente du parasite et de son hôte dans leur gîte a entraîné une spécificité écologique qui a dû évoluer vers la spécificité physiologique (Camicas et Morel, 1978). Les conditions d'existence de ces tiques sont limitées à leur gîte, elles sont restreintes. Au delà de l'excavation qui loge les roussettes, la possibilité de survie devient hypothétique.

Au cours de nos captures du mois de mai 1993, sur les 10 roussettes observées aucune n'a été trouvée porteuse de larves.

Comme nous avons pu le constater au cours du cycle de développement d'*Alectorobius (Reticulinasus) n. sp*, le nombre de phases parasitaires est très important, de même que le nombre de phases libres en raison des nombreux refuges dans les crevasses où la mue suit l'immobilisation après le gorgement chez les stases immatures.

Les déplacements des tiques sont limités, mais dans le cas présent les chances de rencontre d'un hôte sont réelles en raison de la limitation du microhabitat et de la non diversité du nombre de vertébrés qui y ont élu domicile. Au cours de nos prospections, nous avons pu rencontrer dans des puits, dans des excavations de rochers, des trous de baobab, de nombreux autres chiroptères parmi lesquels les macrochiroptères et les microchiroptères suivants :

Macrochiroptères

- *Eidolon helvum* (Kerr, 1792)
- *Epomophorus gambianus* (Ogilby, 1835)
- *Epomophorus anurus* (Heuglin, 1864)

(capturés dans les plantations de manguier la nuit)

Microchiroptères

Nyctéridés

- *Nycteris macrotis* (Dobson, 1876)
- *Nycteris thebaïca* (Geoffroy, 1818)
- *Nycteris gambiensis* (Anderson, 1912)

Vespertilionidés

- *Pipistrellus nanus* (Peter, 1852)
- *Pipistrellus rusticus* (Tomes, 1861)

Outre *Rousettus aegyptiacus* (Gray, 1870), *Rousettus angolensis smithi* (Thomas, 1908) a été trouvée infestée par *Alectorobius (Reticulinasus) n. sp.* près de Kédougou au Sénégal oriental (Camicas, communication personnelle).

Les roussettes ont été capturées à la nasse dans les plantations de manguier au cours des mois de juillet, août et septembre et dans le puits tari du village de Bandia (N'Diorokh) abandonné il ya longtemps que nous avons découvert au début du mois de Janvier 1993.

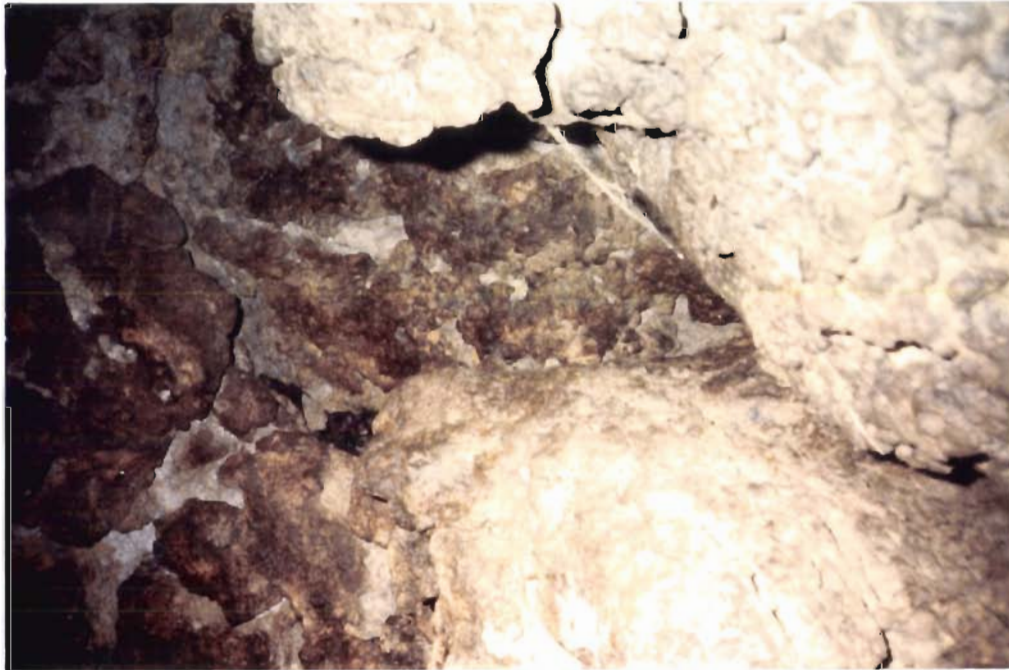


Figure 62 : Abris diurne des roussettes (Intérieur du puits)

Conclusion

Les connaissances sur la biologie et la systématique des Argasina du Sénégal sont actuellement très limitées.

A l'heure actuelle, *Alectorobius (Theriodoros) sonrai* (Sautet et Witkowsky, 1944) Rodhain et Perez, 1985 reste la tique la plus étudiée à cause de son pouvoir vecteur de borréliose.

Avec l'intérêt de plus en plus grandissant de l'étude de ce sous-ordre en raison de son importance dans la transmission de divers agents pathogènes, la connaissance de la bioécologie de ses représentants devient primordiale pour pouvoir déterminer les réservoirs éventuels et lutter.

De nombreuses autres tiques appartenant aux Argasinae et Ornithodorinae parasitent les chauves souris, les oiseaux domestiques et sauvages et les mammifères.

Nous espérons dans l'avenir approfondir l'étude des Argasina du Sénégal. *Alectorobius (Reticulinasia) n. sp* est la neuvième espèce du sous genre et d'autres espèces restent probablement à découvrir.

Nous envisageons également une étude ultrastructurale de la spermatogenèse pour déterminer à quel stade du développement elle commence.

**Nomenclature des soies et des sensilles
en fonction de la topographie.
(Abréviations utilisées)**

Source : Cours sur les tiques
par J.L. Camicas et P.C. Morel
ORSTOM Paris, 1978

au soies auriculaires
if soies infracapitulaires
hp soies hypostomales (= ph soies posthypostomales)
soies pédipalpes: nomenclature identique à celle des articles des pattes
sc soies scutales
sc1, scv soies scuto-cervicales
sc2, scp soies scuto-scapulaires
sc3, sct soies scuto-centrales
sc4, scs soies scuto- supplémentaires
sc5, sca soies scuto-angulaires
(La numérotation est utilisée chez les larves)

md soies margino-dorsales
mg soies marginales
cd soies centro-dorsales
sd soies supplémentaires dorsales
st soies sternales
pa soies préanales
pm soies postéro-médianes (Argasidae, Ixodidae)
ca soies circumanales (Argasidae)
mv soies margino-ventrales
an soies anales
cx soies coxales; selon la paire de coxae= cx1, cx2; cx3, cx4.

Soies des articles des pattes (et des pédipalpes: même nomenclature)

ax	soies antaxiales	a	soies apicales
ds	soies dorsales	b	soies basales
px	soies paraxiales	d	soies distales
v	soies ventrales	m	soies mésiales
at	soies antérieures	ate	soies antéro- externes
ct	soies centrales	ati	soies antéro-internes
ex	soies externes	pte	soies postéro-externes
in	soies internes	pti	soies postéro-internes

pt	soies postérieures
Désignation du numéro de l'article pédipalpal= PP1, PP2, PP3, PP4.	
Désignation du nom de l'article et de la paire de pattes: CX, TR, FM, GN, TB, TS/1,2,3,4	
Soies dorsales du tarse I	
prh	soies préhallériennes
dm	soies distomédianes impaires (Argasidae)
pc	soies paracapsulaires
poh	soies posthallériennes
dsm	soies dorso-mésiales
dsb	soies dorso-basales

Nomenclature des soies et des sensilles Liste alphabétique des abréviations

A	sensille auriforme
a	soie apicale
ad	soie adanale
an	soie anale
at	soie antérieure
ate	soie antéro-externe
ati	soie antéro-interne
au	soie auriculaire
ax	soie antaxiale
axa	soie antaxio- apicale
axb	soie antaxio- basale
axd	soie antaxio- dorsale
axm	soie antaxio-mésiale
b	soie basale
ca	soie circumanale (Argasidae)
cd	soie centrodorsale
ct	soie centrale
cx	soies coxales/1,2,3,4
CX	coxa /1,2,3,4
d	soie distale
dm	soie distomédiane
ds	soie dorsale
dsa	soie dorso-apicale
dsb	soie dorso-basale

dsd	soie dorso- distale
dsm	soie dorso-mésiale
ex	soie externe
hp	soie hypostomale (= posthypostomale)
if	soie infracapitulaire
in	soie interne
m	soie mésiale
md	soie marginodorsale
mg	soie marginale
mv	soie marginoventrale
pa	soies préanales
pc	soie paracapsulaire
pm	soie postéromédiane
poh	soie posthallerienne
pp	article pédipalpal/1,2,3,4
pt	soie postérieure
pte	soie postéro-externe
pti	soie postéro-interne
px	soie paraxiale
pxa	soie paraxioapicale
pxb	soie paraxio-basale
pxd	soie paraxio-distale
pxm	soie paraxio-mésiale
sc	soie scutale
sca	soie scuto-angulaire
scp	soie scuto-scapulaire
scs	soie scuto-supplémentaire
sct	soie scuto-centrale
scv	soie scuto-cervicale
st	soie sternale
sv	soie supplémentaire ventrale
vt	soie ventrale
vta	soie ventro-apicale
vtb	soie ventro-basale
vtd	soie ventro-distale
vtm	soie ventro-mésiale

Nomenclature des soies : Synonymie

Il a été nécessaire d'unifier la nomenclature des soies, telle qu'elle est utilisée à l'heure actuelle, certains termes ou abréviations désignent des soies différentes selon qu'il s'agit des palpes, des tarse ou des corps des Argasidae ou des Ixodidae. Dans la mesure du possible, les termes en usage ont été conservés, ainsi que leurs abréviations, quand il n'y a pas de confusion possible à leur sujet.

Dans les autres cas, il a fallu supprimer les homonymies et choisir des noms nouveaux. C'est ainsi qu'en ce qui concerne les soies des articles des pédipalpes et des pattes, il a semblé préférable d'adopter une nomenclature topographique synthétique (sauf en ce qui concerne les soies dorsales du tarse I).

Nomenclature anglo-saxonne		Nomenclature synthétique	
a	apicale (tarse I des Argasidae)	axa	antaxio-apicale tarsale I
al	antéro-latérale (corps Argasidae)	pxa	paraxio-apicale tarsale I
al	antéro-latérale (tarse I Argasidae)		
an	anale (Argasidae)	an	anale
av	apico-ventrale (tarse I Argasidae)	vta	ventro-apicale tarsale I
b	basale (tarse I Argasidae).	dsb	dorsobasale tarsale I
		axb	antaxio-basale tarsale I
		pxb	paraxio-basale tarsale I
		vtb	ventro-basale tarsale I
bv	baso-ventrale (tarse I des Argasidae)	vtb	ventro-basale tarsale I

c	centrale (corps des Argasidae)	cd	centro-dorsales
ca	circumanales (corps des Argasidae)	ca	circumanales
cd	centro-dorsale	cd	centro-dorsales
dal	dorso-antéro-latérale		
		pxb	paraxio-basale du palpe III
		pxd	paraxio-distale du palpe III
dbl	dorso-baso-latérale	pxb	paraxio-basale du pédipalpe II
dl	dorso-latérale (corps des Argasidae)	md	marginio-dorsale
dml	dorso-mésio-latérale	pxd	paraxio-distale du pédipalpe II
dmm	dorso-médio-mésiale	axm	antaxiomésiale du pédipalpe II
mv	médio-ventrale (tarse I Argasidae)	vtm	ventro-mésiale tarsale I
pc	paracapsulaire (tarse I Argasidae)	pc	paracapsulaire
ph	posthypostomale (Argasidae, Ixodidae)	hp	hypostomale
pl	postérolatérale (tarse I Argasidae)	axb	antaxio-basale tarsale I
pm	postéro-médiane (corps Argasidae)	dsm	dorso-mésiale tarsale I
pmv	prémédio-ventrale (tarse I Argasidae)	vtd	ventro-distale tarsale I
st	sternale (Argasidae, Ixodidae)	st	sternale

BIBLIOGRAPHIE

- Aeschlimann, A. (1958). Développement embryonnaire d'*Ornithodoros moubata* (Murray) et transmission transovarienne de *Borrelia duttoni*. Acta Tropica (Bâle), **15** : 15-64
- Aeschlimann, A. & Grandjean, O. (1973). Observation on fecundity in *Ornithodoros moubata*, Murray (Ixodoidea : Argasidae). Relationships between mating and oviposition. Acarologia **15** (2) : 206-217
- Beck, A. F., Holscher, K.H. & Butler, J. F. (1986). Life cycle of *Ornithodoros turicata americanus* (Acari : Argasidae) in the laboratory. J. Med. Entomol. **23** (3) : 313-319
- Camicas, J.L. (1970). Contribution à l'étude des tiques du Sénégal (Acarina, Ixodoidea). Les larves d'*Amblyomma* Koch et de *Hyalomma* Koch. Acarologia **12** (1) : 71-98
- Camicas, J. L. et Morel, P. C. (1977). Position systématique et classification des tiques (Acarida: Ixodida). Acarologia **18** (3) : 410-420
- Camicas, J. L. et Morel, P. C. (1978). Cours sur les tiques (Acariens, Ixodida) ORSTOM- PARIS
- Cornet, J.P. (1985). Contribution à l'étude de la biologie d'*Amblyomma variegatum* (Fabricius, 1774) dans la zone de transition savane-forêt en république centrafricaine et de son rôle dans l'écologie de divers arbovirus. Thèse Doct. Orsay n° 301
- Doube, B. M. (1975). The biology of the kangaroo tick, *Ornithodoros (Pavlovskyella) gurneyi* Warburton (Acari : Argasidae), in the laboratory. J. Med. Entomol. **24** (2) : 229-234
- Endris, R. G. , Haslett, T. M., Monahan, M. J. & Phillips J. G. (1991). Laboratory biology of *Ornithodoros (Alectorobius) puertoricensis* (Acari: Argasidae), J. Med. Entomol. **28** (1) : 49-62
- Goethe, R., Beelitz, P. & Schöl, H. (1991). Morphology and structural organization of Haller's organ during postembryonic development of *Argas (Persicargas) walkerae* (Ixodoidea : Argasidae). Experimental and Applied Acarology, **11** : 99-109
- Hoogstraal, H., Hilda, Y. W., Hays, C. and Keirans, J. E. (1985). *Ornithodoros (Alectorobius) spheniscus* n. sp. (Acarina : Ixodoidea : Argasidae) *Ornithodoros (Alectorobius) capensis* group, a tick parasite of the humboldt Penguin in Peru. J. Parasitol, **71** (5) : 635-644
- Hoogstraal, H. (1955). Bat ticks of the genus *Argas* (Ixodoidea, Argasidae) 1- The subgenus *Chiropterargas*. Feldiana, Zool., **37** : 579-600.

- Hoogstraal, H.(1953).*Ornithodoros salahi* sp. nov.(Ixodoidea : Argasidae) from the Cairo citadel, with notes on *Ornithodoros piriformis* Warburton, 1918 and *Ornithodoros batuensis* Hirst, 1929. J. Parasitol. **9** (5) : 256-263
- Hoogstraal, H. (1960). *Ornithodoros (Reticulinasus) faini* sp. nov. (Ixodoidea, Argasidae) from congo fruit bats, *Rousettus leachii* (Smith). Rev. Zool. Bot. Africaines **52** (3-4) : 358-372
- Hoogstraal, H. (1962). Description of *Ornithodoros (Reticulinasus) madagascariensis* sp. nov. (Ixodoidea, Argasidae). Acarologia **4** (2) : 185-189
- Hoogstraal, H., Clifford, C. M., Keirans, J. E., Kaiser, M. N., and Evans, D. E. (1976). The *Ornithodoros (Alectorobius) capensis* group (Acarina : Ixodoidea : Argasidae) of the palearctic and oriental regions. *O (A) maritimus* : Identity, marine bird hosts, virus infection, and distribution in Western Europe and Northwestern Africa. The journal of Parasitology, **62** (5) :799-810
- Keirans, J. E., Hoogstraal, H., Clifford, C. M. (1976). *Ornithodoros (Proknekallia) vansomereni*, New subgenus and new species (Acarina : Ixodoidea : Argasidae), a swallow nest parasite in Kenya. Ann. Entomol. Soc. Amer. **70** (2) : 221-228
- Rodhain, F et Perez, C. (1985). Précis d'entomologie médicale et vétérinaire Maloine. S. A, éditeur Paris pp 367-383
- Sonenshine, D. E., Clifford, C. M. and Kohls, G.M., (1966). The systematics of the subfamily Ornithodorinae (Acarina : Argasidae) III. Identification of the larvae of the eastern hemisphere. Ann. Entomol. Soc. Amer. **59** (1): 92-122
- Tom, G. S., Corwin, M. D. and Brown, S. J. (1992). *Argas (Argas) monolakensis*, new species (Acari: Ixodoidea: Argasidae) a parasite of California gulls on Island in Monolake, California : Description, Biology and life cycle. J. Med. Entomol. **29** (1) : 78-97
- Winston, P.H. & Bates, D.H.(1960). Saturated solutions for control of humidity in biological research. Ecology, **41** (1) : 232-237

- **Titre : Etude de la tique proche d'*Alectorobius (Reticulinasus) salahi* (Hoogstraal, 1953) et d'*Alectorobius (Reticulinasus) faini* (Hoogstraal, 1960) parasite des roussettes à Bandia (Sénégal).**

- Nom du candidat : **Massamba SYLLA**

- Nature du mémoire : **D. E. A. de Biologie Animale.**

- Jury : Président :	Jean	TROUILLET
Membres :	Constance Jean-Paul Didier Sun Heat	AGBOGBA CORNET FONTENILLE HAN

- soutenu le 3 décembre 1993 à 16 heures en Amphi 7.

Résumé : Cette étude a porté sur la biologie et la description d'une nouvelle espèce de tique, *Alectorobius (Reticulinasus) n. sp* (Ixodida : Argasidae) qui parasite *Rousettus aegyptiacus occidentalis* au Sénégal.

La colonie a été établie à partir de larves récoltées sur des roussettes capturées au filet devant l'ouverture d'un puits à Bandia.

Ces tiques ont été ensuite élevées au laboratoire jusqu'à la stase imaginale en les faisant gorger sur les vaisseaux de la membrane alaire des roussettes. Le repas larvaire dure plus d'un jour alors que pour toutes les autres stases post-larvaires le temps de gorgement est plus court et ne dépasse jamais 20 minutes.

Alectorobius (Reticulinasus) n. sp. est très similaire à deux autres espèces africaines *Alectorobius (Reticulinasus) salahi* (Hoogstraal, 1953) décrit en Egypte et *Alectorobius (Reticulinasus) faini* (Hoogstraal, 1960) décrit au Congo.

Notre espèce se distingue de l'espèce égyptienne par l'aspect de la face dorsale de l'idiosoma du mâle, le nombre des soies coxales de la larve ainsi que la formule hypostomale. Elle est très proche de l'espèce congolaise mais s'en distingue aussi par la morphologie de la région antéro-dorsale de l'idiosoma du mâle, puis par la formule hypostomale, l'aspect de la plaque dorsale, la longueur du quatrième segment palpal, ainsi que par la position et la longueur de certaines soies chez la larve.

Mots clés : Tique, *Alectorobius*, *Reticulinasus*, taxonomie, nouvelle espèce, *Rousettus*, Sénégal.