

MINISTÈRE DES AFFAIRES SOCIALES

**MONOGRAPHIE DE
L'INSTITUT NATIONAL DE LA SANTÉ
ET DE LA RECHERCHE MÉDICALE**

N° 37

**ÉPIDÉMIOLOGIE DES LEISHMANIOSES
DANS LE SUD DE LA FRANCE**

*VIRTUTE DVCE CO-
MITE FORTIVDINE*



**COLLEGIUM CIVILE
AD SANITATEM**

INSTITUT NATIONAL DE LA SANTÉ
ET DE LA RECHERCHE MÉDICALE
PARIS 1969

**MONOGRAPHIES DE L'INSTITUT NATIONAL
DE LA SANTÉ ET DE LA RECHERCHE MÉDICALE ***

- N° 1 - *Documents statistiques sur la morbidité par cancer dans le monde*, par P.-F. DENOIX, Paris 1953, Epuisé.
- N° 2 - *L'économie de l'alcoolisme*, par L. DEROBERT, Paris 1953, Epuisé.
- N° 3 - *Mortalité urbaine et rurale en France en 1928, 1933 et 1947*, par Ch. CANDIOTTI et M. MOINE, Paris 1953. Prix : 9 F.
- N° 4 - *Contribution à l'étude de l'anophélisme et du paludisme en Corse*, par C. TOUMANOFF, Paris 1954. Prix : 12 F.
- N° 5 - *De la diversité de certains cancers*, par P.-F. DENOIX, Paris 1954. Epuisé.
- N° 6 - *La lutte préventive contre les maladies infectieuses de l'homme et des animaux domestiques au moyen de vaccins*, par G. RAMON, Paris 1955. Prix : 12 F.
- N° 7 - *Etudes de socio-psychiatrie*, par H. DUCHENE et coll., Paris 1955. Prix : 9 F.
- N° 8 - *Rapport sur la fréquence et la sensibilité aux insecticides de *pediculus humanus*, K. Linnaeus, 1758 (anoplura) dans le sud-est de la France*, par R. NICOLI, Paris 1956. Prix : 5 F.
- N° 9 - *Etude sur la maladie de Bouillaud et son traitement*, par J. CHEVALLIER, Paris 1956. Prix : 11 F.
- N° 10 - *Rapport d'enquête sur la réadaptation fonctionnelle des adultes en France*, par H.-G. POULIZAC, Paris 1956. Prix : 10 F.
- N° 11 - *Etude pour l'établissement de rations alimentaires pour le tuberculeux en sanatorium*, par F. VINIT et J. TREMOLIERES, Paris 1957. Prix : 12,50 F.
- N° 12 - *Le cancer chez le Noir en Afrique française*, par P.F. DENOIX et J.R. SCHLUMBERGER, Paris 1957. Prix : 15 F.
- N° 13 - *Broncho-pneumopathies à virus et à rickettsies chez l'enfant*, par R. SOHIER, M. BERNHEIM, J. CHAPTAL et M. JEUNE, Paris 1957. Prix : 13 F.
- N° 14 - *L'assistance psychiatrique aux malades mentaux d'origine nord-africaine musulmane en métropole*, par G. DAUMEZON, Y. CHAMPION et Mme CHAMPION-BASSET, Paris 1957. Prix : 12 F.
- N° 15 - *Documents statistiques sur l'épidémiologie des infections typho-para-typhoïdiques, de la poliomyélite et des brucelloses en France en 1954 et 1955*, par P. CHASSAGNE et Y. GAIGNOUX, Paris 1958. Prix : 11 F.
- N° 16 - *La pathologie régionale de la France. I. - Régions du Sud et de l'Ouest*, par R. MAROT, Paris 1958. Prix : 35 F.
- N° 17 - *La pathologie régionale de la France. II. - Régions du Nord, de l'Est et du Centre*, par R. MAROT, Paris 1958. Prix : 34 F.

(*) Ces monographies étaient publiées jusqu'en 1964 sous le nom de Monographies de l'Institut National d'Hygiène.

- N° 18 - *De la destruction des bactéries par la chaleur. Etude de l'efficacité de la pasteurisation du lait*, par A. NEVOT, Ph. et J. LAFONT, Paris 1958. Prix : 14 F.
- N° 19 - *Le cancer au Moyen-Orient. I. - Israël et Iran. Données épidémiologiques*, par C. LAURENT et J. LEGUERINAI, Paris 1960. Prix : 13 F.
- N° 20 - *Problèmes posés par la définition des aliments*, par l'Unité de recherches de nutrition humaine de l'Institut national d'hygiène. Paris 1960. Prix : 15 F.
- N° 21 - *Accidents du travail et facteur humain*, par H.-G. POULIZAC, Paris 1960. Prix : 18 F.
- N° 22 - *Enquête sur les enfants et les adolescents atteints d'infirmité motrice*, par F. ALISON, J. FABIA et J. RAYNAUD, Paris 1961. Prix : 11 F.
- N° 23 - *L'hospitalisation des enfants, étude de pédiatrie sociale dans l'agglomération parisienne*, par P. STRAUS. Paris 1961. Prix : 16 F.
- N° 24 - *Méthodes psychologiques, pédagogiques et sociales en psychiatrie infantile*, sous la direction de G. AMADO, Paris 1961. Prix : 19 F.
- N° 25 - *Epidémiologie et prophylaxie de la variole. Etude des incursions de la variole à Paris au cours des vingt dernières années*, par J. BOYER et A. ROUSSEL. Paris 1962. Prix : 9,50 F.
- N° 26 - *Le cancer au Moyen-Orient. II. - Turquie et Liban. Données épidémiologiques*, par C. LAURENT et J. LEGUERINAI. Paris 1962. Prix : 16 F.
- N° 27 - *La recherche médicale en 1961 (rapport d'activité)*. Paris 1962. Prix : 15 F.
- N° 28 - *Effets physiopathologiques des graisses alimentaires*. Symposium, 26-27 octobre 1962, par G. CLEMENT. Paris 1963. Prix : 18 F.
- N° 29 - *La recherche médicale en 1962 (rapport d'activité)*. Paris 1963. Prix : 15 F.
- N° 30 - *Le cancer au Moyen-Orient. III. - Irak. Données épidémiologiques*, par C. LAURENT et J. LEGUERINAI. Paris 1964. Prix : 8 F.
- N° 31 - *La recherche médicale en 1963 (rapport d'activité)*. Paris 1964. Prix : 17 F.
- N° 32 - *Effets physiopathologiques des vins*. Symposium, 17, 18 et 19 avril 1964, par P. JAULMES. Paris 1965. Prix : 20 F.
- N° 33 - *La recherche médicale en 1964 (rapport d'activité)*. Paris 1965. Prix : 17 F.
- N° 34 - *La recherche médicale en 1965 (rapport d'activité)*. Paris 1965. Prix : 18 F.
- N° 35 - *La recherche médicale en 1966 (rapport d'activité)*. Paris 1966. Prix : 18 F.
- N° 36 - *La recherche médicale en 1967 (rapport d'activité)*. Paris 1967. Prix : 18 F.
- N° 37 - *Epidémiologie des Leishmanioses dans le sud de la France*. Paris 1969. Prix : 20 F.

Vente des publications à :

L'INSTITUT NATIONAL DE LA SANTÉ
ET DE LA RECHERCHE MÉDICALE
3, rue Léon-Bonnat, Paris (16^e). 288-32-84

Numéro de chèque postal : Institut National de la Santé
et de la Recherche Médicale, Paris 9062-38

ÉPIDÉMIOLOGIE DES LEISHMANIOSES DANS LE SUD DE LA FRANCE

enquête écologique réalisée

sous la direction de

J.A. RIOUX et Y.J. GOLVAN

avec la participation des

Ecologistes : H. CROSET et S. TOUR

Entomologistes : R. HOUIN et E. ABONNENC

Médecins-Vétérinaires : M. PETITDIDIER et Y. VOLLIHARDT

Protistologistes : J.P. DEDET et J.L. ALBARET

Immunologistes : G. LANOTTE et M. QUILICI

et la collaboration technique de

A. MARTINI - DUMAS, M. MAISTRE,

A. BRÈS, T. ROVIRALTA et F. VILA

Laboratoire d'Écologie médicale et Pathologie parasitaire

Faculté de Médecine de Montpellier

En hommage à P. A. PETRISHCHEVA

PRÉFACE

A bien des lecteurs, la présente monographie révélera l'existence, en France, d'un foyer de leishmanioses, maladies parasitaires dont on mesure d'ailleurs généralement assez mal l'importance du point de vue de la santé publique, au demeurant variable selon l'étiologie et les formes nosologiques de l'infection.

*En réunissant un faisceau d'arguments solides qui permet de mettre en évidence le rôle vecteur de *Phlebotomus ariasi* et d'incriminer le Chien mais aussi le Renard en tant qu'hôtes et réservoirs de l'infection, les auteurs ont apporté une contribution positive à la connaissance de l'épidémiologie régionale et générale des leishmanioses. Si ces découvertes viennent sanctionner de longs et difficiles travaux, le présent ouvrage offre également un autre intérêt, celui de démontrer l'efficacité de l'approche écologique en matière d'enquête épidémiologique.*

Faisant tomber les étroites limites entre lesquelles étaient cantonnées la médecine, la parasitologie et l'entomologie, disciplines qu'une tradition didactique et taxonomique vouait à l'étude souvent fragmentaire des maladies parasitaires transmises par des insectes vecteurs, l'Ecologie vise à saisir les phénomènes biologiques et mésologiques dans toute la complexité de leurs interactions. Sans rien négliger de l'observation directe personnelle qui leur a permis de noter sur le vif des traits phénologiques encore mal connus des espèces étudiées, ou encore de comparer et de mettre au point des méthodes d'échantillonnage de Phlébotomes adaptées aux divers biotopes des écosystèmes cénovols, les auteurs ont su se plier aux rigoureuses démarches de la biostatistique. Les nombreux tableaux et cartes dont cet ouvrage est illustré font clairement ressortir les corrélations existant entre la densité du vecteur et les caractéristiques bioclimatiques et écologiques des zones à forte endémie leishmanienne du midi de la France.

Dans les conditions biocénotiques étudiées, la concordance de la carte de végétation élective de l'espèce vectrice et de l'aire de répartition des endémies humaine et animale autorise un espoir. C'est, qu'en poursuivant, comme l'ont fait avec succès MM. Rioux, Golvan et leurs collaborateurs, des travaux aussi riches d'enseignements sur l'écologie du vecteur et du parasite et sur la dynamique de la transmission, on parvienne un jour à jeter les bases d'une épidémiologie prédictive des leishmanioses.

N. ANSARI

*Professeur honoraire
Université de Téhéran
Genève, le 1^{er} mai 1968*

AVANT-PROPOS

"Of course, you start by examining the patients in hospitals or by surveying the general population, but you pay equal attention to the animals which may be natural reservoirs of the infection, to the trees, and to the arthropods which bite them."

(P.C. GARNHAM, 1965).

Au sein de nombreuses disciplines biologiques, l'Écologie prend à l'heure actuelle une place de choix. Elle suppose en effet un mode de penser à la fois original et rigoureux qui conduit, dans la compréhension des « relations organismes-milieu », à toujours plus de précision et d'objectivité. Elle est par excellence une « science explicative ».

Aussi n'est-il pas étonnant de la voir s'intégrer aux diverses branches de la Médecine, en particulier à l'épidémiologie traditionnelle qu'elle renouvelle et vivifie. Ainsi conçue, la maladie infectieuse perd son caractère artificiel pour s'intégrer aux écosystèmes en révélant *ipso facto* son véritable sens, de facteur d'équilibre et de régulation (A. MACFADYEN, 1963). Ce faisant, l'intérêt des chercheurs se porte actuellement, moins sur les agents pathogènes eux-mêmes que sur les facteurs extrinsèques, d'ordre essentiellement mésologique, qui conditionnent au premier chef le comportement des populations d'hôtes et de vecteurs et sont, en définitive, les principaux responsables du caractère endémique de l'affection.

Dès lors, correctement placée dans la Biosphère, la maladie apparaît et évolue dans les limites de ce qu'il est convenu d'appeler un « foyer naturel d'infection » (E. N. PAVLOVSKII, R. B. HEISCH, K. F. MEYER), c'est-à-dire une aire géographique, définie par un ensemble de paramètres bioclimatiques, géomorphologiques, édaphiques, faunistiques et floristiques. Hiérarchiser ces coordonnées en leur donnant une expression quantitative, fonction de leur influence sur la maladie, c'est parvenir à la connaissance intime du « complexe pathogène » (M. SORRE, 1943), et par là même, disposer de moyens simples pour engager efficacement la prophylaxie.

Au demeurant, si la plupart des affections humaines et animales peuvent être étudiées sous l'angle écologique (J. M. MAY, 1961), il en est certaines, telles les maladies transmissibles à germes hétéroxènes, qui s'y prêtent de particulière façon. C'est le cas des filarioses, des arboviroses, des rickettsioses, des borrelioses, des pasteurelloses, des trypanosomoses et précisément des leishmanioses, motif du présent ouvrage. Ici l'agent pathogène circule obligatoirement au sein des biocénoses en occupant une série de biotopes hautement caracté-

ristiques : ceux de leurs vecteurs, de leurs réservoirs vertébrés, ainsi que des stades libres lorsqu'ils existent.

On comprendra toutefois les difficultés de telles enquêtes où aucune synthèse de valeur ne peut être proposée sans une analyse exhaustive des divers éléments du cycle, depuis l'écologie spécifique des organismes impliqués (vecteurs, réservoirs de virus, Homme) jusqu'à l'écologie de la transmission proprement dite. C'est dire la nécessité d'un travail d'équipe où le naturaliste rompu aux plus subtiles techniques d'échantillonnage et d'identification, collabore étroitement avec le vétérinaire chargé des dépistages et l'immuno-biologiste responsable de l'expérimentation. Travail souvent ingrat pour lequel « *avant d'aborder les idées générales, il est nécessaire de connaître et de classer une infinité de faits positifs accumulés par des générations de chercheurs et d'en bien peser la valeur probative* » (L. CUÉNOT, 1951).

Tel est l'esprit qui nous a guidés au long de cette enquête prospective sur les leishmanioses dans le sud de la France.

Conçue dès 1960, celle-ci devait nécessairement se développer dans deux directions complémentaires : vecteurs d'une part, réservoirs de virus d'autre part (1). Le mémoire que nous présentons aujourd'hui traite essentiellement des Phlébotomes et des réservoirs vertébrés. Au chapitre des vecteurs, les deux aspects fondamentaux de l'échantillonnage et de l'analyse méso-éthologique font l'objet de développements particuliers. Les chapitres consacrés aux « réservoirs » exposent les résultats succincts de notre enquête sur le Chien et la sauvagine. Le dernier chapitre, synthèse des précédents, traite de l'écologie de la transmission.

Qu'il s'agisse de l'étude des vecteurs ou des réservoirs, les plus grands soins ont toujours été apportés à la mise au point et, si possible, au perfectionnement, de l'appareillage écologique (analyse en continu des micromilieus, échantillonnage des populations, étude des comportements, etc.). Dans le même esprit, des véhicules autonomes ont été spécialement équipés tant pour assurer la maintenance du matériel que pour permettre, dans les meilleures conditions, l'identification, la mise en culture et l'inoculation extemporanée des captures. Une telle préoccupation est d'ailleurs le fait de nombreux épidémiologistes qui considèrent le « terrain » comme un véritable laboratoire où l'observation et l'expérimentation se situent aux plus hauts niveaux méthodologiques et techniques.

Dans l'exposé proprement dit des idées et des faits, nous avons tenu à rester le plus concis possible, de manière à réserver une certaine place à l'interprétation statistique, et surtout aux divers modes d'expressions graphiques et cartographiques. Les cartes thématiques, en particulier, ont été largement utilisées ainsi qu'il est de règle dans toute enquête écologique : au-delà de son rôle éminemment opérationnel, la carte permet en effet de transmettre inaltérés les documents de l'analyse et, plus encore, de faire surgir en les synthétisant des phénomènes de première importance jusque là noyés dans la masse des données secondaires.

(1) "The epidemiology of leishmaniasis whether visceral, cutaneous or muco-cutaneous is in every case determined by a reservoir of infection from which specific vectors, i.e. one or more local Phlebotomine sandflies, infect themselves by ingesting leishmanoids from blood or infected tissues" (S. ADLER, 1964).

En ce qui concerne l'étude des Phlébotomes, notre activité s'est déployée en priorité à l'intérieur des principaux foyers leishmaniens situés à l'ouest du Rhône, c'est-à-dire les Basses Cévennes, le versant méridional du massif Caroux-Espinouse, la Montagne Noire Orientale, l'étage collinéen du Roussillon et les Albères. Toutefois la nécessité d'un inventaire comparatif nous a amenés à déborder largement sur les régions limitrophes (1), soit de type climatique méditerranéen (Corbières, Camargue, Bas Languedoc; Haute et Basse Provence), soit de types climatiques atlantique ou médioeuropéen (Mont Lozère, Aigoual, Grands Causses, Montagne Noire Occidentale, Haut Conflent, Bassin Sous-pyrénéen). Ce faisant, nous avons inventorié les départements suivants :

Basses-Alpes	Haute-Garonne
Alpes-Maritimes	Hérault
Ardèche	Lot-et-Garonne
Ariège	Lozère
Aude	Pyrénées-Orientales
Aveyron	Sarthe
Bouches-du-Rhône	Tarn
Drôme	Var
Gard	Vaucluse
Hautes-Alpes	

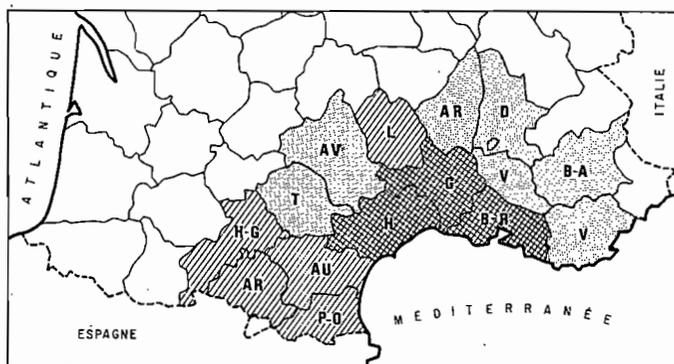


FIG. 1. — Ecologie des Phlébotomes. Départements prospectés de 1961 à 1968.

-  Echantillonnages qualitatifs et quantitatifs; étude des comportements; infestation expérimentale.
-  Echantillonnages qualitatifs par capteur-nasse et piège adhésif.
-  Echantillonnages qualitatifs par capteur-nasse.
-  Départements non prospectés.

(1) Nous avons étendu notre enquête au delà de nos frontières, en Italie (J.A. RIOUX, M. COLUZZI, O. BAIN et J. P. BAUDOUY, 1964) et en Espagne (R. HOUIN, 1965; auct. 1967). A titre comparatif nous avons effectué plusieurs séries de piégeages sur l'ensemble de la Tunisie (1965 à 1967).

Au cours de cette enquête, nous avons identifié 33 194 Phlébotomes, se répartissant comme suit :

<i>Sergentomyia minuta</i>	16 657
<i>Phlebotomus ariasi</i>	16 059
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	434
<i>Phlebotomus mascittii</i>	43
<i>Phlebotomus papatasi</i>	1

Parallèlement, le dépistage systématique des leishmanioses humaines et animales s'est poursuivi sur l'ensemble des départements du Gard et de l'Hérault (fig. 6 et 96). Ainsi, 142 cas de leishmaniose canine et 15 cas de bouton d'Orient autochtone (fig. 4) ont pu être colligés grâce à la collaboration des centres vétérinaires et des services de Dermatologie de Montpellier, de Nîmes et de Perpignan. Par ailleurs, la capture de 1 697 animaux sauvages (Carnivores, Rongeurs, Insectivores, Reptiles) a permis d'étudier la réceptivité expérimentale des diverses espèces et de découvrir un réservoir selvatique : le Renard.

On reconnaîtra qu'un tel programme, s'étalant sur plus de huit ans, n'aurait pu être réalisé sans l'aide efficace des grands organismes de recherche, en particulier de l'Institut National de la Santé et de la Recherche Médicale et de l'Organisation Mondiale de la Santé. A cette occasion, nous redisons notre reconnaissance à ceux qui nous ont apporté leur bienveillant appui : au Professeur E. AUJALEU, Directeur de l'INSERM, promoteur de cette enquête, au regretté Professeur P. CHASSAGNE et au Docteur J. MARTIN-BOUYER qui ont eu la délicate tâche de soutenir notre projet, au Professeur N. ANSARI, Chef du Service des Maladies parasitaires de l'OMS, qui nous a fait l'honneur de nous présenter.

A ceux de nos Maîtres et Collègues qui nous ont conseillés et guidés, nous exprimons notre plus vive gratitude : les Professeurs S. ADLER, P. J. Van BREE, J. CALLOT, A. CHABAUD, A. CHADLI, P. GARNHAM, H. HARANT, M. HOARE, P. A. PETRISHCHEVA, P. REY, P. RIMBAUD, V. M. SAFYANOVA, O. THEODOR.

Nos remerciements vont également au Docteur POLGE, Inspecteur Départemental de l'Action Sanitaire et Sociale, au Docteur H. LAFENÊTRE, Directeur honoraire des Services Vétérinaires de l'Hérault, au Docteur A. CORTEZ, Contrôleur général des Services Vétérinaires, ainsi qu'aux Médecins Vétérinaires du Gard et de l'Hérault, les Docteurs G. CHUVIN, R. COMBESCURE, R. COUDERC, R. GAVALDA, A. GINANE, A. GRANIER, A. LADELNET, P. LAPEYRE, A. MASSON, F. ROBERT et H. VENEL, enfin à tous nos amis et collaborateurs qui ont participé à nos travaux ou nous ont apporté le précieux concours de leur Science : M^{mes} M. BAILLY, H. COMBES, O. DE FIRMAS, J. MANDIN, M. C. SAINT-GIRONS et S. SEYTOR, M^{lles} O. BAIN et F. DELTOUR et MM. J.P. BAUDOY, J.P. CASTELLS, C. COMBES, M. COUMES, P. DESTOMBES, F. DUNTZE, B. JUMINER, F. PETTER, H. QUATREFAGES, J. ROUX et P. SALES.

Au terme de cet avant-propos, nous ne saurions oublier Mesdemoiselles les Docteurs L. LAPORTE et M. GUIDEVAUX ainsi que Monsieur P. VACCAREZZA, qui ont eu la lourde charge de préparer le manuscrit et d'en surveiller l'impression.

ÉPIDÉMIOLOGIE
DES LEISHMANIOSES
DANS LE SUD DE LA FRANCE

INTRODUCTION

Depuis la découverte de leur agent pathogène, au Turkestan (P.F. BOROVSKII, 1900), puis en Inde (W.B. LEISHMAN, 1903 ; C. DONOVAN, 1903), les leishmanioses ont vu leur importance s'accroître singulièrement avec le dépistage de nouveaux foyers d'infection et de formes cliniques méconnues.

A l'heure actuelle, après de nombreux et remarquables travaux, on s'accorde à distinguer trois grands types nosogéographiques, dont deux endémiques de l'Ancien Monde et un du Nouveau :

— *La leishmaniose viscérale*, ou Kala-Azar, réunit une mosaïque de formes cliniques, épidémiologiques et, pour une part, immunologiques. Commune à l'Ancien et au Nouveau Monde, elle couvre l'Europe méridionale (sous le nom de leishmaniose viscérale infantile), l'Inde (patrie du véritable Kala-Azar), la Chine, l'Afrique Noire (Kala-Azar soudanais) et le Brésil. L'agent responsable est *Leishmania donovani* (Laveran et Mesnil, 1903).

— *La leishmaniose cutanée de l'Ancien Monde* également connue sous le nom générique de « bouton d'Orient », sévit sur tout le pourtour du bassin méditerranéen, le Proche et le Moyen Orient, l'Afrique Noire. Elle est cliniquement bien individualisée par sa pathologie exclusivement malpighienne. On l'attribue classiquement à *Leishmania tropica* (Wright, 1903).

— *La leishmaniose tégumentaire américaine*, improprement appelée cutanéomuqueuse, groupe l'ensemble hétérogène des leishmanioses superficielles du Nouveau Monde. La connaissance que nous en avons à l'heure actuelle permet en effet de distinguer, aux côtés de formes cutanéomuqueuses classiques, un éventail d'expressions purement cutanées dont la richesse est au moins égale à celle du bouton d'Orient. Le binôme *Leishmania brasiliensis* Vianna, 1911, dont l'autonomie est donc très discutable, couvre l'agent ou les agents de ces différentes expressions (1).

Considérées dans leur ensemble, ces affections intéressent un fort pourcentage de la population mondiale et posent, dans certains pays, de graves problèmes de santé publique. Si l'on ajoute que nombre d'entre elles surviennent dans des régions sous-développées, qu'elles sont volontiers mortelles en l'absence de traitement, on conçoit que l'Organisation Mondiale de la Santé ait créé une section spéciale chargée de leur étude et, si faire se peut, de leur éradication.

(1) En 1965, P. C. GARNHAM reconnaît l'existence de quatre espèces américaines de *Leishmanies* responsables de formes cutanées : *Leishmania mexicana* (Biagi, 1953), agent de l'ulcère des Chicheros ; *Leishmania guyanensis* (Floch, 1953), responsable de la leishmaniose cutanée de Panama, Colombie, Vénézuéla et Guyane ; *Leishmania brasiliensis* Vianna, 1911, agent de l'Espundia et *Leishmania peruviana* Velez, 1913, agent de l'Uta péruvien.

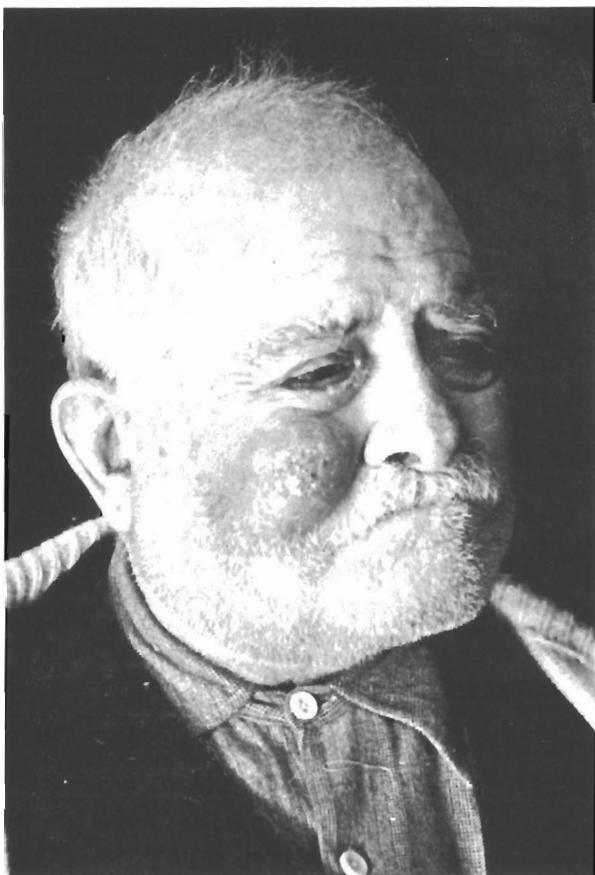


FIG. 2. — Leishmaniose cutanée autochtone. Forme furonculoïde surinfectée (cas J. MARGAROT et coll.).



FIG. 3. — Répartition de la leishmaniose cutanée autochtone en France.

En ce qui concerne la France métropolitaine, les deux expressions cutanée et viscérale sont représentées sur un territoire assez étendu situé au sud du Massif Central, entre l'Espagne et l'Italie. Bien que dépistées dès 1918 pour la leishmaniose viscérale (M. LABBÉ, I. TARGHETTA et P. AMEUILLE) et 1920 pour la leishmaniose cutanée (P. RAVAUT), ces affections restent cependant peu connues des cliniciens français, en raison de leur relative rareté et des difficultés réelles du diagnostic.

La *leishmaniose cutanée* n'est contractée, en France, que sur le littoral méditerranéen. Jusqu'à l'expansion moderne des transports, seuls la rencontraient occasionnellement les dermatologistes du « Midi ». Encore de nos jours pose-t-elle certains problèmes en raison de ses ressemblances avec le lupus tuberculeux.

Ajoutons que la guérison spontanée, survenant assez tardivement à l'issue de la deuxième et parfois de la troisième année d'évolution, n'est pas pour simplifier le diagnostic.

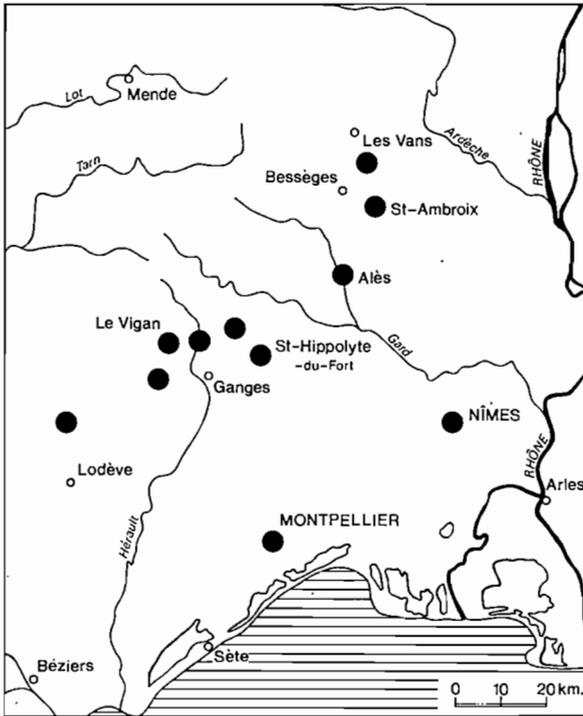


FIG. 4. — Leishmaniose cutanée humaine.
Cas autochtones (Gard et Hérault).

La répartition géographique de la *leishmaniose viscérale* se révèle beaucoup plus large puisque trois cas authentiquement contractés dans la région parisienne ont été signalés dans la littérature et qu'un quatrième a pu être diagnostiqué chez un enfant n'ayant jamais quitté les Vosges (M. PÉHU et P. BERTOYE, 1931). Mais c'est toujours le « Midi » qui fournit la majorité des

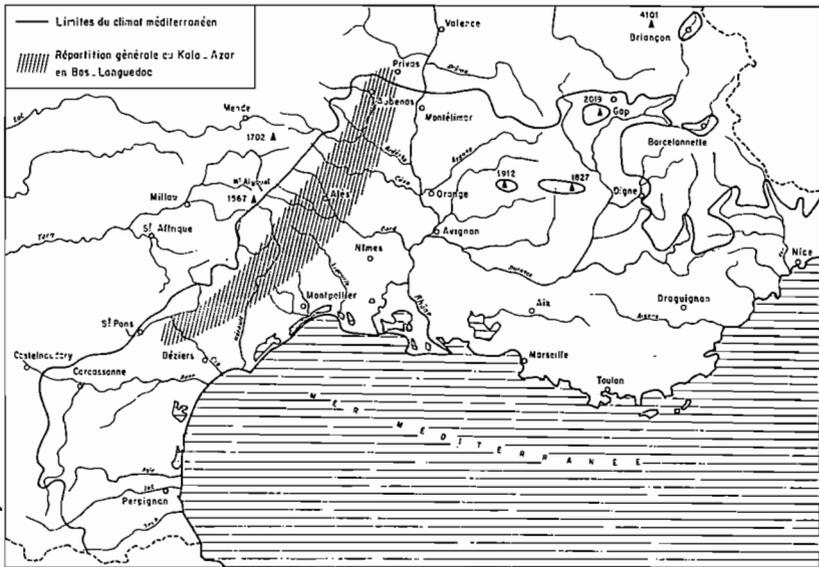


FIG. 5. — Le foyer leishmanien des Cévennes et les limites du climat méditerranéen (d'après L. EMBERGER). Les foyers de Provence et du Roussillon n'ont pas été figurés.

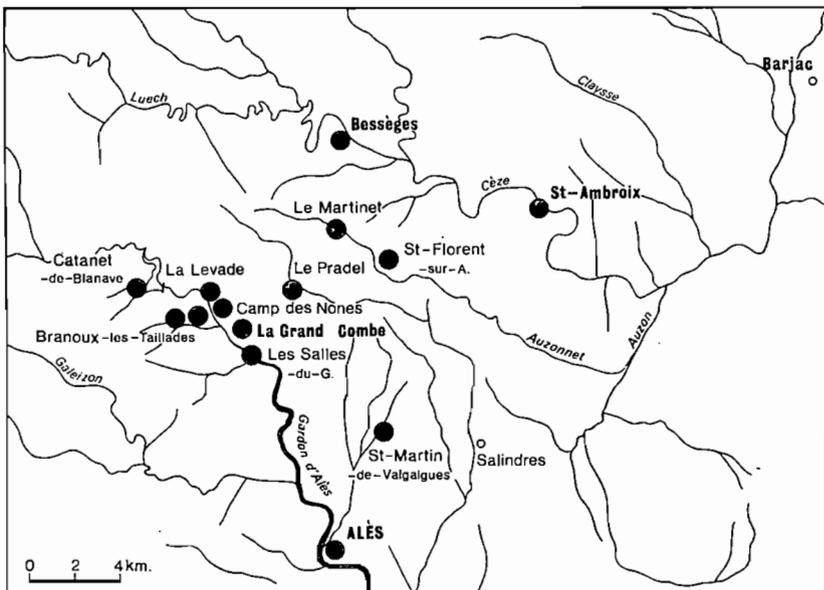
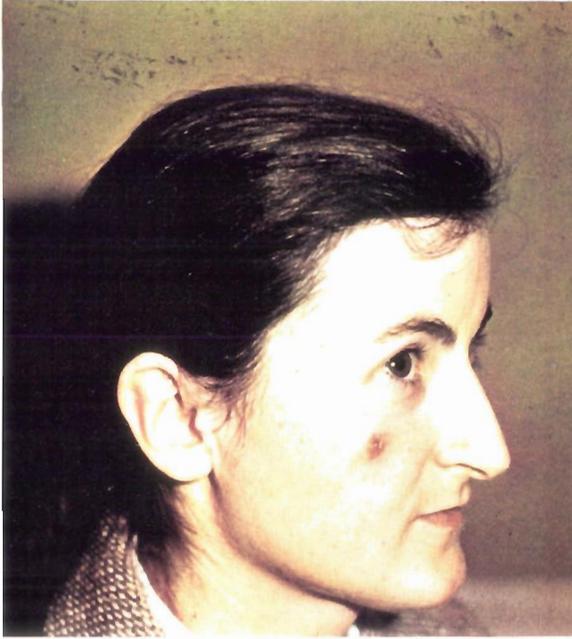


FIG. 6. — Leishmaniose viscérale humaine. Quelques localités des vallées des Gardons (d'après A. M. DEMOFLYS).



Leishmaniose cutanée autochtone. Forme lupoïde discrète, évoluant depuis 8 mois.



Leishmaniose cutanée autochtone. Forme ulcéro-croûteuse évoluant depuis 2 ans. Dans les deux cas, la localisation à la pommette témoigne de l'inoculation par un vecteur ailé.

observations. Dans cette région, cinq zones endémiques sont individualisées :

- la zone niçoise, étendue sur l'ensemble du littoral des Alpes-maritimes;
- la zone marseillaise, reliée, semble-t-il, à la zone précédente;
- la zone corse, qui occupe la presque totalité de l'île;
- la zone cévenole, couvrant, à l'ouest du Rhône, la bordure méridionale du Massif Central;
- la zone catalane, dont seule la partie nord-occidentale intéresse la France.

A l'image du bouton d'Orient, le Kala-Azar pose de sérieux problèmes diagnostiques. Les erreurs sont fréquentes, notamment avec les leucoses. Mais ici, l'évolution mortelle en l'absence de traitement spécifique ne saurait tolérer la confusion. En fait, dans le « Midi » méditerranéen, on pense volontiers à l'affection en présence de toute anémie fébrile avec splénomégalie. Dans les autres régions, la survenue, de plus en plus fréquente, de cas contractés sur le pourtour de la Méditerranée, incite également les praticiens à mieux connaître cette parasitose.

I

LES VECTEURS

(Phlébotomes)

Depuis le début du siècle, un nombre important d'Arthropodes hématophages ont été incriminés dans la transmission des leishmanioses. A plusieurs d'entre eux en particulier la Puce du Chien, *Ctenocephalides canis* (Curtis, 1826) [C. NICOLLE, 1903], la Tique du Chien, *Rhipicephalus sanguineus* Latreille, 1804 [G. BLANC et J. CAMINOPETROS, 1930] et le Pou du Chien, *Linognathus setosus* Olfers, 1916 [C. JOYEUX et J. SAUTET, 1939], on n'accorde aujourd'hui qu'une importance mineure. Il en est de même des divers modes de contamination directe, c'est-à-dire digestif, cutané, génital ou transplacentaire qui ne constituent, en fait, que des « accidents de cycle » sans réelle valeur épidémiologique (G. C. LOW et W. E. COOKE, 1926; J. FRAGA DE AZEVEDO et V. M. DAS NEVES, 1963).

Aussi bien, chaque jour davantage, les chercheurs reconnaissent l'importance des Phlébotomes, véritables « vecteurs habituels » et principaux responsables du « profil épidémiologique » des différents foyers leishmaniens (S. ADLER, 1964; P. C. GARNHAM, 1965; P. A. PETRISHCHEVA, 1962). Le présent chapitre, essentiellement consacré à l'écologie des Phlébotomes de France, constitue d'ailleurs la pièce maîtresse de notre monographie.

MORPHOLOGIE GÉNÉRALE ET MÉTHODES D'ÉCHANTILLONNAGE DES PHLEBOTOMINAE

Les Phlébotomes appartiennent à l'ordre des Diptères Nématocères, famille des *Psychodidae* Bigot, 1854. Ils font partie de la sous-famille des *Phlebotominae* Kertész, 1904 (1) groupant, pour la région paléarctique, les genres *Phlebotomus* Rondani, 1840 et *Sergentomyia* França et Parrot, 1920 (2):

En France, depuis les travaux de M. LANGERON et V. NITZULESCU (1931 et 1932), on compte six espèces de Phlébotomes, à savoir :

- Sergentomyia* (*Sergentomyia*) *minuta* (Rondani, 1843)
- Phlebotomus* (*Phlebotomus*) *papatasi* (Scopoli, 1786)
- Phlebotomus* (*Paraphlebotomus*) *sergenti* Parrot, 1917
- Phlebotomus* (*Adlerius*) *mascittii* Grassi, 1908
- Phlebotomus* (*Larroussius*) *perniciosus* Newstead, 1911
- Phlebotomus* (*Larroussius*) *ariasi* Tonnoir, 1921

Trois de ces espèces (*Sergentomyia minuta*, *Phlebotomus sergenti* et *Phlebotomus papatasi*) ne semblent pas sortir de l'influence méditerranéenne; les trois autres la débordent sensiblement (*Phlebotomus ariasi*) ou très largement (*Phlebotomus mascittii* et *Phlebotomus perniciosus*).

(1) La sous-famille des *Bruchomyiinae* Alexander, 1920, comprenant les genres non hématophages *Nemopalpus* Macquart, 1838 et *Bruchomyia* Alexander, 1920, est systématiquement très voisine de la sous-famille des *Phlebotominae* Theodor, 1948. Les affinités sont telles qu'elles ont amené G. B. FAIRCHILD (1955) à regrouper *Bruchomyiinae* et *Phlebotominae* en une seule sous-famille (*Phlebotominae* Fairchild, 1955). Dans cette optique, les *Phlebotominae* comprennent deux tribus, les *Phlebotomini* Fairchild, 1955 et les *Bruchomyiini* Fairchild, 1955.

(2) Le sous-genre *Sergentomyia*, créé en 1920 par C. FRANÇA et L. PARROT pour remplacer le sous-genre préoccupé *Newsteadia* França, 1919, s'appliquait initialement à l'ensemble des Phlébotomes autres que ceux du groupe *papatasi*. Toutefois, contrevenant aux règles du code international de nomenclature, les inventeurs n'assortissaient pas leur description de la référence à l'espèce-type (article 42). En 1921, C. FRANÇA comblait cette lacune en désignant formellement *Phlebotomus minutus* (article 69 « désignation subséquente »). Dès lors s'installait une regrettable équivoque. La même année en effet, C. FRANÇA et L. PARROT remettaient en question les classifications antérieures en créant le sous-genre *Prophlebotomus* pour les espèces du groupe *minutus*. Pour ces auteurs, le sous-genre *Sergentomyia* s'appliquait alors aux autres espèces à l'exception des représentants du groupe *papatasi* conservés dans le sous-genre *Phlebotomus s.st.* Une fois encore, aucune espèce-type n'était nommément désignée. Fort à propos dès 1929, H.G. DYAR dénonçait la plupart des fautes précédentes. Il fallait toutefois attendre O. THEODOR (1948) pour reprendre, dans le même esprit, mais sur une plus vaste échelle, la classification des Phlébotomes paléarctiques. Dans sa révision critique, cet auteur élevait le sous-genre *Sergentomyia* au rang de genre, rétablissait entre autres les sous-genres *Phlebotomus* Rondani, 1840 (type *Phlebotomus papatasi*), *Larroussius* Nitzulescu, 1931 (type *Phlebotomus major*), *Adlerius* Nitzulescu, 1931 (type *Phlebotomus chinensis*) et créait le sous-genre *Paraphlebotomus* (type *Phlebotomus sergenti*). Cette dernière classification, bien que reprise et appliquée par la majorité des entomologistes mondiaux, n'est pas satisfaisante sur bien des points. Cependant, eu égard au petit nombre d'espèces existant en France, nous l'adopterons provisoirement, dans le cadre de ce travail.

RAPPEL MORPHOLOGIQUE

A l'état adulte, les Phlébotomes présentent, comme la plupart des Insectes, une tête munie d'appendices, un thorax portant les ailes et les pattes, un abdomen terminé par les genitalia (fig. 7).

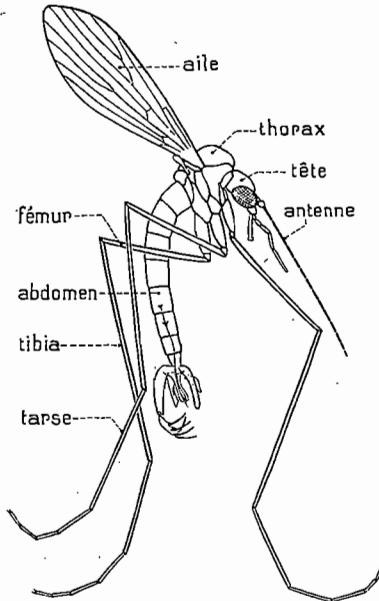


FIG. 7. — Phlébotome ♂. Aspect général (d'après E. ABONNENC et D. M. MINTER).

1° Tête.

La tête, légèrement comprimée de haut en bas, comporte (fig. 8) :

a) une paire d'YEUX composés, séparés sur la face dorsale par le *front*, l'*aire antennaire* et le *clypeus*;

b) un APPAREIL BUCCAL piqueur, formé de six pièces classiques : *labium*, *épipharynx*, *mandibules* et *maxilles*. Sur ces derniers s'insèrent les *palpes* formés de 5 segments. La formule palpale (1) s'obtient en exprimant, dans l'ordre croissant de longueur, les divers segments numérotés de 1 (basal) à 5 (distal).

(1) Le rapport Palpes/Epipharynx n'est habituellement pas utilisé en raison de la variation de la longueur apparente des palpes, souvent rétractés ou disposés obliquement dans les préparations.

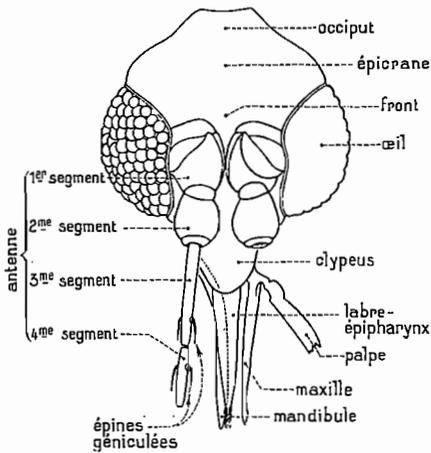


FIG. 8. — Phlébotome adulte.
Vue frontale de la tête; morphologie externe et nomenclature
(d'après E. ABONNENC et D. M. MINTER).

L'appareil piqueur se prolonge, au sein de la cavité céphalique, en un canal antéro-postérieur divisé en deux segments successifs, triangulaires à la coupe (fig. 9). Le segment antérieur correspond à la cavité buccale ou *ciba-*

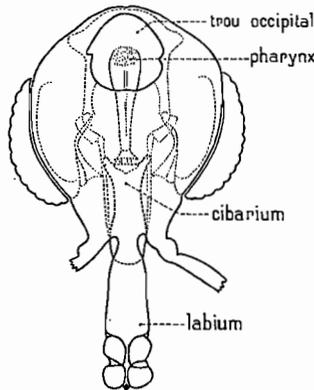


FIG. 9. — Phlébotome adulte (*Sergentomyia*).
Vue ventrale de la tête; projection des organes internes
(d'après E. ABONNENC et D. M. MINTER).

rium; le segment postérieur, piriforme, constitue le *pharynx*. Dans le genre *Sergentomyia*, le cibarium comporte une rangée transversale de denticules implantés au bord postérieur de la face inférieure (armature buccale ou cibariale). En général, la rangée de dents se double d'une plage pigmentée triangulaire ou losangique, surtout nette chez la femelle (fig. 11 et 38). Le pharynx présente, au moins chez les espèces françaises, une plage inféro-postérieure ornée de denticules, de stries ou d'écailles (fig. 10);

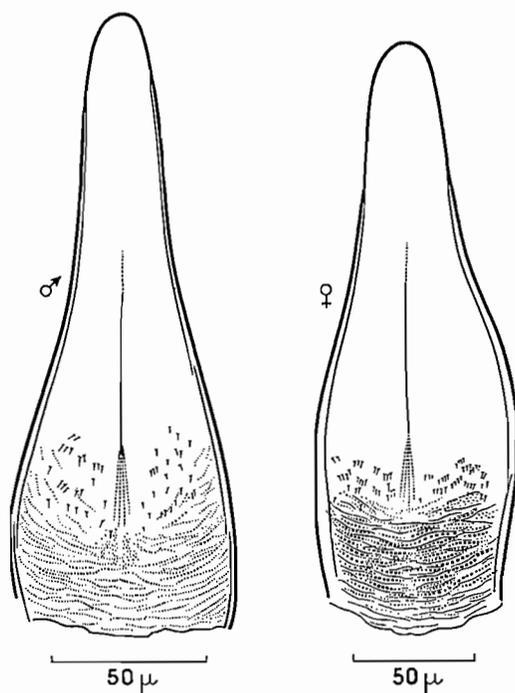


FIG. 10. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir.
Armature pharyngienne du mâle et de la femelle.

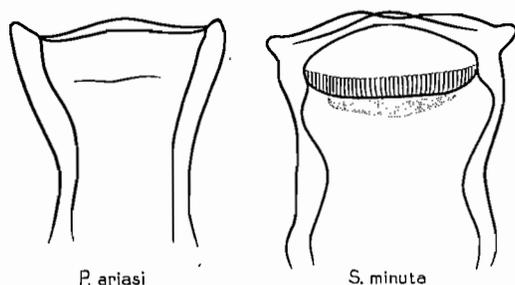


FIG. 11. — Cibarium (♀) de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir et *Sergentomyia minuta* (Rondani). Noter la présence de l'armature buccale et de l'aire pigmentée chez la deuxième espèce.

c) une paire d'ANTENNES formées de 16 articles dans les deux sexes. Les deux premiers, *scape* et *torus*, sont courts et massifs. Les 14 suivants, longs et grêles, forment le *flagellum* (1). Sur ces derniers s'insèrent les ascoïdes ou

(1) Le premier article du flagellum (le troisième de l'antenne) est toujours le plus long.

épines géniculées (fig. 8 et 12) à partir desquelles on établit le rapport c/b (1).

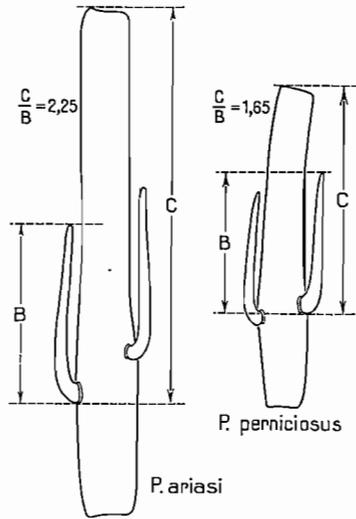


FIG. 12. — Calcul de l'indice antennaire c/b chez *Phlebotomus ariasi* Tonnoir et *Phlebotomus perniciosus* Newst.

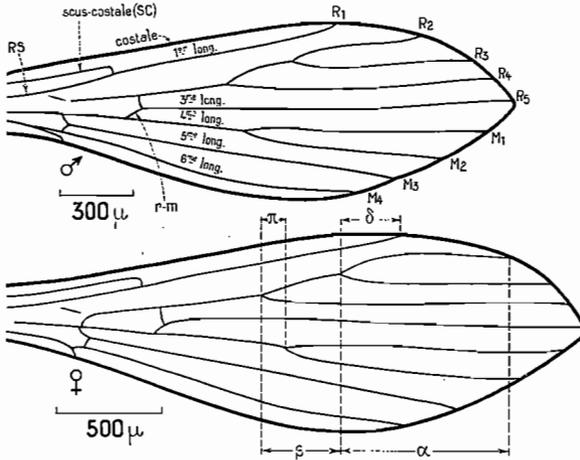


FIG. 13. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir ♂ et ♀. Aile : nomenclature des nervures.

(1) Ce rapport s'obtient à partir de la plus longue ascioïde du 4^e segment antennaire. Il correspond à la distance (exprimée en microns) de la base de cette ascioïde au sommet du segment (indice c) sur la longueur (exprimée en microns) de la même ascioïde (indice b).

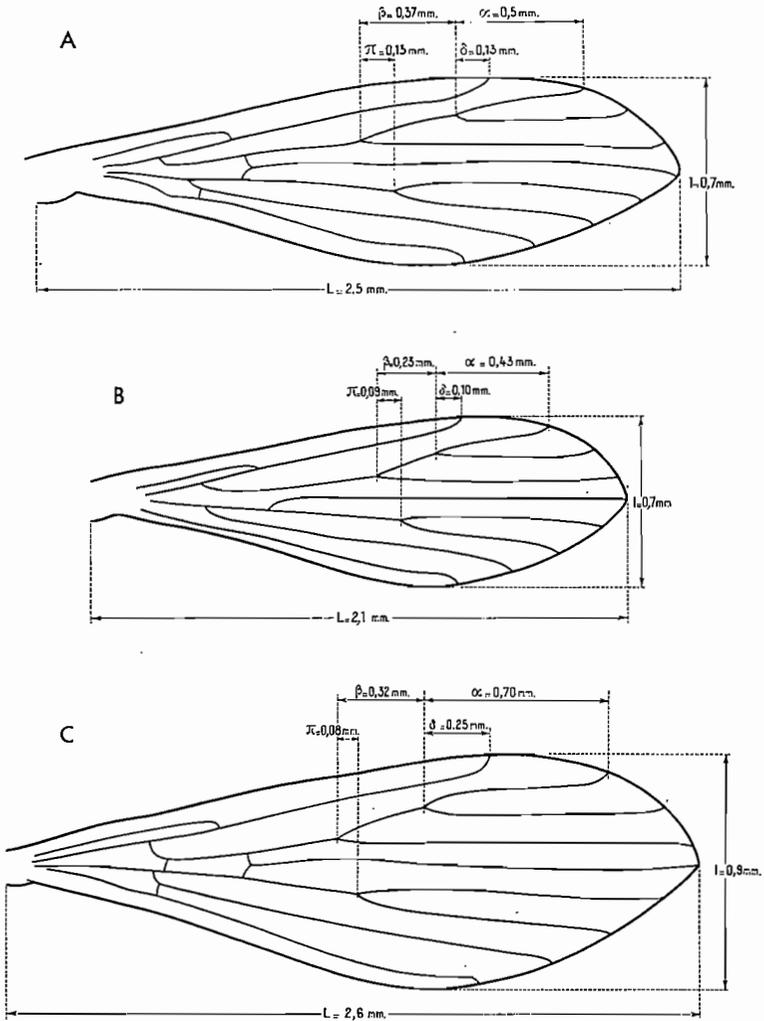


FIG. 14. — Paramètres alaires des espèces françaises de Phlébotomes ♀ :

- A *Phlebotomus papatasi* (Scopoli)
 B *Phlebotomus perniciosus* Newst.
 C *Phlebotomus ariasi* Tonnoir

2° Thorax.

Le thorax, très développé, porte les ailes, les balanciers et les pattes.

a) Les PATTES, en général remarquablement longues, sont composées de 9 articles : la *hanche* ou coxa, le *trochanter*, le *fémur*, le *tibia* et les 5 segments du *tarse*. La longueur des tarses peut être utilisée pour séparer certaines espèces (cf. *Phlebotomus ariasi* et *Phlebotomus perniciosus*);

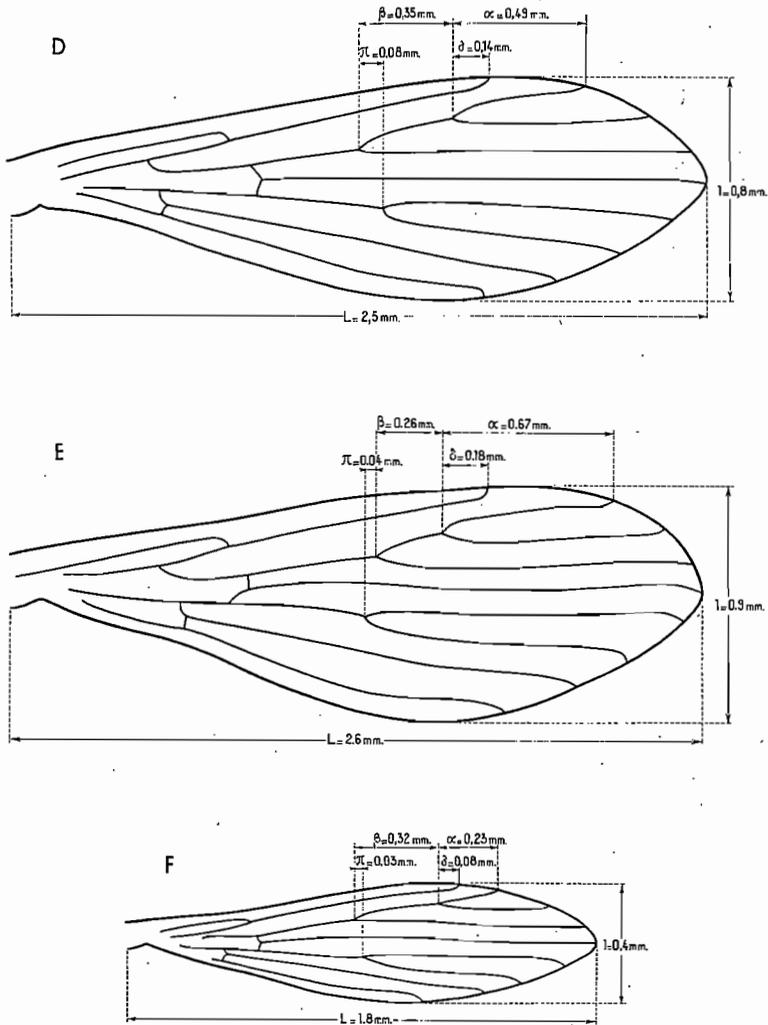


FIG. 14 bis. — Paramètres alaires des espèces françaises de Phlébotomes ♀ :
 D *Phlebotomus sergenti* Parrot
 E *Phlebotomus mascittii* Grassi
 F *Sergentomyia minuta* (Rondani)

b) les AILES, lancéolées, sont pourvues de nervures nettement individualisées. On distingue, d'avant en arrière (fig. 13) :

- la *costale* (C), entourant l'aile;
- la *sous-costale* (SC), qui s'unit à la première longitudinale;

— la *radiale* (ou secteur radial RS), bifurquée dès la base en une branche antérieure simple ou *première longitudinale* (R1) et une branche postérieure ou *deuxième longitudinale*, dichotomisée à son tour. Le rameau antérieur se bifur-

que lui-même deux fois (R2 - R3 et R4) ; le rameau postérieur ou *troisième longitudinale*, reste indivis (R5) ;

— la *médiane* ou secteur médian donne la *quatrième longitudinale* divisée en deux branches (M1 et M2), la *cinquième* (M3) et la *sixième longitudinales* (M4) ;

— la *cubitale* (Cu) ou *septième longitudinale*, courte et simple, généralement peu visible.

Entre la troisième (R5) et la quatrième longitudinale (M1 + M2) se situe la nervure *transverse radio-médiane* (r-m).

Outre la longueur (L), la largeur (l) et le rapport L/l, l'étude biométrique de l'aile permet de calculer plusieurs paramètres tels que α , β , δ et π (1). L'indice alaire proprement dit correspond au rapport α/β .

3° Abdomen.

L'abdomen est formé de 10 segments couverts de soies. La disposition de ces soies sur les tergites II à VI, est utilisée pour séparer les sous-genres *Phlebotomus* (soies dressées) et *Sergentomyia* (soies couchées). Dans les préparations où les soies ont généralement disparu, les cicatrices d'insertion (fig. 15) restent toujours bien visibles et l'on peut aisément distinguer celles des soies couchées de celles des soies dressées (2).

L'abdomen se termine par les *genitalia* (ou terminalia ou hypopygium). Dans les deux sexes les genitalia participent embryologiquement des deux derniers segments, le génital proprement dit (IX^e) et l'anal (X^e). Chez la femelle, la partie ventrale du VIII^e segment, portant une paire de gonapophyses, fait également partie de cet appareil (fig. 79).

Chez le *mâle*, les genitalia comprennent les cinq éléments classiques, à savoir (fig. 16 et 17) : l'ensemble *coxites-styles* (forcipules), les *paramères*, le *pénis* ou *aedeagus* (valves péniennes, filaments et pompe génitale), les *lobes latéraux* (9^e tergite) et les *cerques* (lamelles submédianes). De ces éléments, seuls les trois premiers possèdent une réelle valeur systématique (3). Ainsi, le coxite peut comporter un lobe basal interne, lui-même sessile (*Phlebotomus papatasi*) ou pédiculé (*Phlebotomus sergenti*) et donner insertion à un style armé d'épines au nombre de quatre (*Sergentomyia minuta*, *Phlebotomus sergenti*) ou de cinq (*Phlebotomus ariasi*, *Phlebotomus perniciosus*). Quant aux valves du pénis, elles suffisent souvent à asseoir la diagnose, tant leur forme est caractéristique (fig. 51).

Chez la *femelle*, les appendices génitaux externes n'offrent que peu d'intérêt systématique, à l'inverse d'un organe interne remarquablement diversifié :

(1) α : projection sur l'axe transversal de l'aile du point de bifurcation R2-R3 à l'extrémité de R2. β : projection sur l'axe transversal du point de bifurcation de R(2 + 3) — R4 au point de bifurcation R2-R3. δ : projection sur l'axe transversal de l'extrémité de R1 au point de bifurcation R2-R3. π : projection sur l'axe transversal du point de bifurcation R(2 + 3) — R4 au point de bifurcation M1-M2 (paramètre positif ou négatif).

On peut calculer les divers indices, soit en dessinant préalablement l'aile à la chambre claire, soit directement à l'aide du micromètre oculaire.

(2) L'utilisation de ce caractère a été proposée pour la première fois par J.A. SINTON (1927).

(3) Affirmation valable uniquement pour les espèces françaises. Dans le sous-genre *Phlebotomus* (*papatasi*, *bergeroti*, *duboscqi*), les lobes latéraux présentent en effet des différences morphologiques non négligeables (E. ABONNENC, 1959).

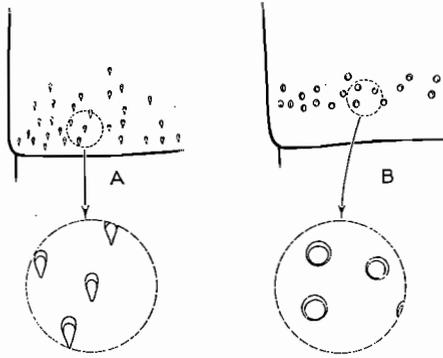


FIG. 15. — Bases d'implantation des soies abdominales chez les espèces des genres *Sergentomyia* (soies couchées, A) et *Phlebotomus* (soies dressées, B).

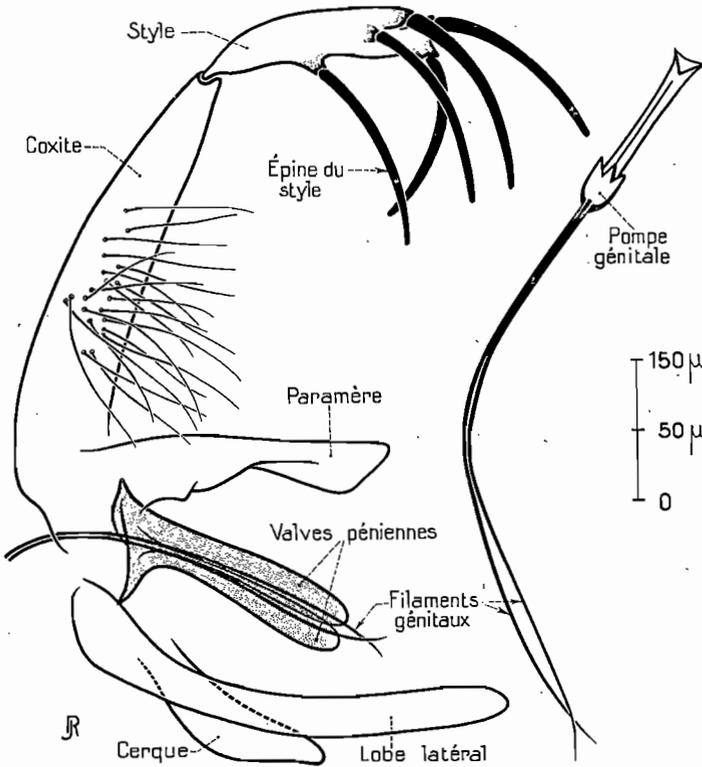


FIG. 16. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Hypopygium ♂ en vue latérale. Nomenclature des pièces génitales.

la spermathèque. Au nombre de deux, les spermathèques débouchent dans un vagin ouvert à l'extrémité postéro-inférieure du 9^e segment, en arrière des gonapophyses du 8^e sternite (fig. 79).

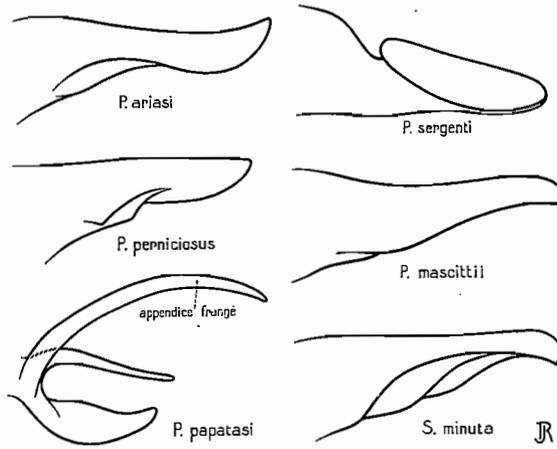


FIG. 17. — Paramères des espèces françaises de Phlébotomes. Seuls *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) et *Phlebotomus sergenti* Parrot sont identifiables par les paramères.

Du point de vue anatomique, il est classique de reconnaître à la spermatèque quatre segments distincts : le *conduit* ou canal, le *réservoir*, ampoule ou corps, le *col* et la *tête* (fig. 37). Le canal peut être strié et étroit sur toute sa longueur (*Phlebotomus perniciosus*, *Phlebotomus papatasi*), strié et étroit dans sa partie haute mais lisse et dilaté dans sa partie basse (*Phlebotomus ariasi*) ou uniformément lisse et large (*Sergentomyia minuta*). Le réservoir, de forme générale cylindrique ou naviculaire, peut être lisse (*Sergentomyia minuta*), strié (*Phlebotomus mascittii*) ou nettement annelé. Dans ce dernier cas le nombre d'annulations est souvent caractéristique de l'espèce et, chez certaines, suffisamment réduit pour en permettre l'identification (*Phlebotomus papatasi*). La tête, pourvue de filaments radiés, peut être sessile (*Sergentomyia minuta*, *Phlebotomus sergenti*, *Phlebotomus papatasi*), subsessile (*Phlebotomus mascittii*) ou nettement pédonculée. Le col ainsi formé peut conserver un diamètre constant (*Phlebotomus ariasi*) ou diminuer sensiblement d'épaisseur de la base d'insertion à l'extrémité (*Phlebotomus perniciosus*).

MÉTHODES D'ÉCHANTILLONNAGE

Avant d'aborder tout autre chapitre, il est nécessaire de décrire, de manière aussi précise que possible, les diverses méthodes de chasse employées au cours de notre enquête. L'interprétation des résultats et, plus encore, les hypothèses corrélatives, dépendent en effet autant des procédés que des lieux de capture.

Huit types de méthodes ont été utilisés, à savoir :

- I. — *La capture manuelle diurne, dans les anfractuosités naturelles ou artificielles,*
- II. — *La capture manuelle nocturne, sur les parois,*
- III. — *La capture manuelle nocturne, sur appât humain,*
- IV. — *La capture au piège-moustiquaire,*
- V. — *La capture au piège adhésif,*
- VI. — *La capture au piège lumineux,*
- VII. — *La capture au piège à CO₂,*
- VIII. — *La capture au New-Jersey mosquito trap (fig. 18).*

Parmi ces méthodes, certaines, de rendement faible (New-Jersey mosquito trap), n'ont fait l'objet que de simples essais (1). Les autres, d'efficacité suffisante, ont été retenues mais utilisées dans des buts précis, soit d'échantillonnage quantitatif (piège adhésif), soit d'études éthologiques (piège lumineux, piège-moustiquaire) ou chorologiques (capture manuelle diurne).



FIG. 18. — Piège type New-Jersey.

(1) Dans certaines régions le New-Jersey mosquito trap peut être cependant un excellent piège à Phlébotomes (Proche et Moyen-Orient).

I. — CAPTURE MANUELLE DIURNE DANS LES ANFRACTUOSITÉS NATURELLES OU ARTIFICIELLES.

Cette méthode, encore peu pratiquée en Europe, nous a donné d'excellents résultats. Certes, à l'opposé de la capture nocturne, elle ne permet pas toujours de récolter un grand nombre d'Insectes par jour de piégeage et par personne, mais elle offre le grand avantage d'un échantillonnage plus précis (gîtes de repos, gîtes de ponte) et plus éclectique (espèces non anthropophiles, grande proportion de mâles), en un temps relativement court et quelles que soient les conditions atmosphériques (vent, pluie, froid, etc.).



FIG. 19. — Encorbellement dans les calcaires crétacés, biotope de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Au-dessus, la forêt d'Yeuses (nord de Montpellier, route D. 17, alt. 400 m.).

Ainsi, du 25 au 28 juillet 1962, nous avons pu prospector les quatre départements de l'Hérault, de l'Aude, des Pyrénées-Orientales et de l'Ariège. Parmi les 48 Phlébotomes (39 ♂ et 9 ♀), capturés en 9 stations, deux (*Phlebotomus perniciosus* et *Phlebotomus ariasi*) étaient inconnus dans l'Aude.

Un an plus tard, du 13 juillet au 8 août 1963, 21 stations dont 20 dans l'Hérault et une dans le Tarn, étaient inventoriées de la même manière. En huit jours de route et pour trois piègeurs seulement, la capture diurne fournissait un total de 199 Phlébotomes, se répartissant de la façon suivante :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	97 ♂ et 48 ♀
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	19 ♂ et 3 ♀

<i>Phlebotomus mascittii</i>	2 ♂
<i>Sergentomyia minuta</i>	12 ♂ et 18 ♀

Parmi eux *Phlebotomus ariasi* était nouveau pour le département du Tarn.

De même, en deux jours de prospection, les 27 et 28 juin 1964, nous capturons, en quinze stations des Pyrénées-Orientales et de l'Aude, 220 Phlébotomes dont :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	109 ♂ et 64 ♀
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	5 ♂ et 2 ♀
<i>Sergentomyia minuta</i>	32 ♂ et 8 ♀

Du 12 au 19 juillet 1964, au cours d'une prospection dans les Corbières, le Roussillon et le secteur oriental du Bassin sous-pyrénéen, l'échantillonnage de 57 stations fournissait un total de 415 Phlébotomes dont :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	217 ♂ et 168 ♀
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	7 ♂ et 2 ♀
<i>Sergentomyia minuta</i>	11 ♂ et 10 ♀

Parmi ceux-ci *Sergentomyia minuta* était nouveau pour les départements de l'Aude et de la Haute-Garonne.

Exceptionnellement, ce procédé permet des captures massives, comme dans l'observation suivante :

Observation n° 253.

Le 26 juillet 1964 nous inventorions les gîtes ruraux de la région de Cessenon (Hérault) sur le versant sud de la Montagne Noire Orientale. A 12 h 30, nous explorons cinq barbacanes ménagées dans un mur de soutènement, en bordure de la route D. 136, non loin du village de Lenthéric (alt. 160 m, t° ext. 29°5, Hr ext. 30 %, t° des cavités 24°). En 15 minutes de piégeage (quatre personnes) nous capturons 103 Phlébotomes dont :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	20 ♂ et 2 ♀
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	6 ♂
<i>Sergentomyia minuta</i>	50 ♂ et 25 ♀

Cette méthode de chasse se pratique à l'aide d'un capteur de grande taille, en verre épais ou en matière plastique, muni d'un tuyau souple d'aspiration. Deux variantes de cet instrument (« A » et « B ») ont été utilisées (fig. 30) :

1° *Le modèle « A »*, mis au point pour les cavités à orifice suffisamment large, est constitué par un simple cylindre de verre (1) de 30 cm de longueur sur 4 cm de diamètre intérieur. Son extrémité apicale est terminée en forme de nasse dont l'ouverture interne ne dépasse pas un centimètre de diamètre. L'extrémité proximale est obturée par un fort bouchon de caoutchouc sub-cônique, lui-même traversé par un tube métallique de 1 cm de diamètre. Le segment apical de ce tube se prolonge à l'intérieur du cylindre de verre sur un à trois centimètres et se termine par une coiffe de grillage fin, ou, à défaut, de tissu à mailles serrées. A son extrémité libre s'adapte un tuyau de caoutchouc souple dont la longueur doit toujours rester supérieure à 90 cm.

(1) Ce système peut être réalisé en matière plastique transparente. Seule la nasse reste en verre; elle est alors entièrement encastrée dans l'extrémité apicale du cylindre qui la protège ainsi efficacement des chocs.

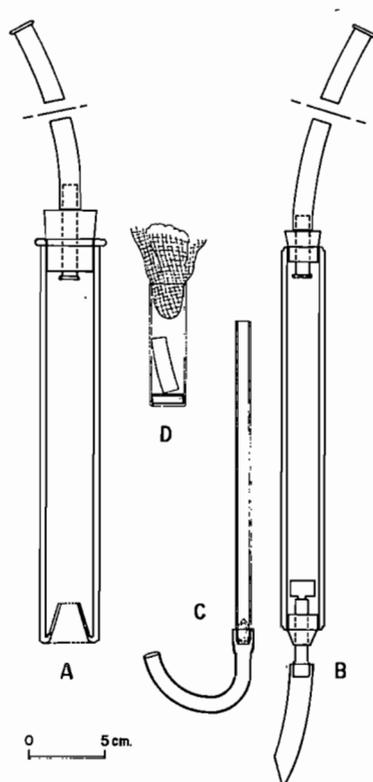


FIG. 20. — Matériel de capture.
 A, B : deux modèles d'aspirateur-nasse.
 C : tube de prélèvement pouvant pénétrer dans le capteur A.
 D : un modèle de tube de transport, de ponte et d'élevage.

2° Le modèle « B », utilisé dans les cas de fissures étroites (schistes) ou de cavités à petits orifices (terriers de Reptiles), ne diffère du précédent que par son diamètre plus étroit (2 cm) et la forme de son extrémité antérieure. Celle-ci est en effet munie d'un bouchon traversé par un tuyau de caoutchouc semi-rigide (longueur 10 cm, diamètre 1 cm) taillé en biseau à l'apex.

En pratique nous utilisons surtout la variante « A » dont le rendement, dans la région méditerranéenne tout au moins (1), est nettement supérieur.

Le capteur, introduit à bout de bras dans la cavité (terriers, grottes, interstices de mur, barbacanes, etc.) est poussé le plus loin possible, puis redressé de manière à explorer de proche en proche la partie haute du cul-de-sac, lieu de repos habituel des Phlébotomes. Ce faisant, une aspiration soutenue ne cesse de maintenir un violent appel d'air à l'orifice de la nasse. Le rendement de l'appareil dépend à la fois des mouvements communiqués à son extrémité et de la puissance de l'aspiration. Au surplus, un parfait synchronisme de ces deux actions est nécessaire, car l'Insecte, au repos dans une

(1) Au Sahara méridional nous avons surtout utilisé le capteur « B », qui nous a donné entière satisfaction (E. ABONNENC et J.A. RIOUX, 1961).

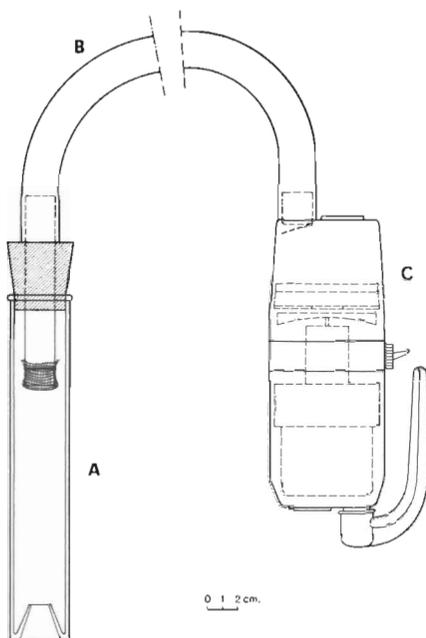


FIG. 21. — Capturateur-nasse relié à un aspirateur électrique portable.

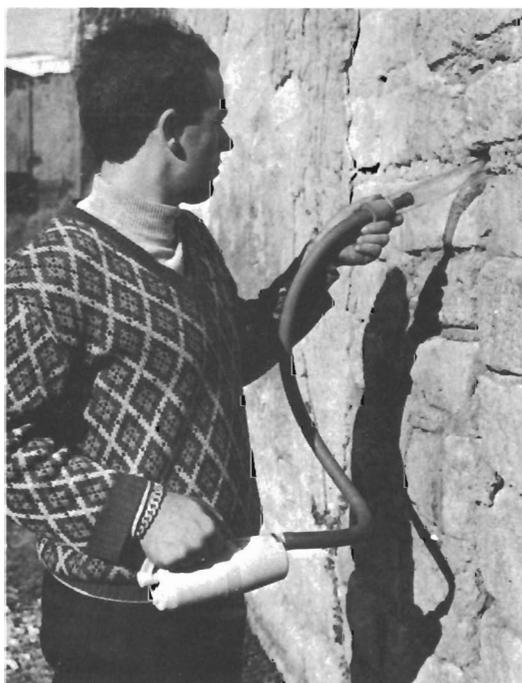


FIG. 22. — Capturateur-nasse relié à un aspirateur électrique; son utilisation dans une anfractuosité de mur.

cavité obscure et humide, tend à rester plaqué contre les parois (temps de décrochage) et possède une agilité et une puissance de vol suffisantes pour résister aux dépressions trop faibles (temps d'aspiration).

Au demeurant, cette technique présente un inconvénient non négligeable sur lequel les auteurs ont souvent insisté (R. C. HUSBANDS et J. R. HOLTEN, 1967) : l'inhalation de fines poussières peut être à l'origine de contaminations diverses, dont certaines très graves (mycoses, rickettsioses). Pour éviter ces accidents, nous avons mis au point un capteur automatique dans lequel l'aspiration est fournie par un petit appareil portatif à piles, modèle commercial (fig. 21 et 22).

II. — CAPTURE MANUELLE NOCTURNE SUR LES PAROIS (MURS, ROCHERS)

Pour être efficace, cette chasse, par ailleurs classique, doit débiter dès le crépuscule et se poursuivre pendant les heures chaudes de la nuit.

Elle se pratique le plus souvent à l'extérieur, parfois à l'intérieur des habitations, à l'aide d'une lampe torche et d'un capteur analogue au précédent (variante « A »), mais dont la nasse est munie d'un orifice interne de faible diamètre (\varnothing : 5,5 mm) (1).

Il est indispensable, pour obtenir le rendement maximal, de se placer devant une paroi lisse et, si possible, de couleur claire (porte, fenêtre, mur crépi, falaise, etc.). Lorsque la chasse a commencé, il n'est pas recommandé de changer de poste car les Phlébotomes arrivent par « bouffées » et souvent d'assez loin (2), attirés autant par la lumière que par le piègeur qui tient ainsi lieu d'appât. Habituellement l'insecte se pose en marge de la surface éclairée (cf. phototactisme de *Phlebotomus ariasi*) ; il est alors rapidement coiffé du capteur, cependant qu'une brusque aspiration le fait passer dans la nasse aussitôt après l'envol.

Correctement conduite, cette méthode est d'un excellent rendement. Les observations suivantes en apportent la preuve :

Observation n° 201.

Le 12 août 1964 nous prospectons les abords immédiats de La Borie-Nouvelle (Hérault), petit village des avant-monts du Caroux (alt. : 500 m). A 21 heures, deux d'entre nous prennent place devant une maison dégagée et orientée plein Sud (t° 17°5, Hr 55 %, vent nul). Après une heure de chasse, il est décompté 446 Phlébotomes. Sur ce total, 160 ♀, non identifiées, sont inoculées extemporanément

(1) Il est en effet plus rationnel d'utiliser les capteurs à gros orifice (\varnothing : 1 cm) pour la chasse dans les fissures et les cavités, et les capteurs à petit orifice (\varnothing : 0,5 cm) pour la capture nocturne à la lampe. Dans le premier type de chasse, le modèle à petit orifice ne permet pas d'obtenir une aspiration de puissance suffisante, d'où son faible rendement. Par contre, dans la chasse nocturne, ce même capteur s'oppose efficacement à la fuite, entre deux aspirations, des Phlébotomes capturés. D'autant que, dans cette méthode, point n'est besoin d'aspirer avec beaucoup de vigueur : le Phlébotome s'envole dès que le capteur le recouvre et subit alors facilement l'influence du moindre déplacement d'air qui le dévie dans la nasse.

(2) La portée de vol des Phlébotomes est classiquement considérée comme faible. Toutefois, parmi les espèces de la faune française, *Phlebotomus ariasi* paraît doué d'un pouvoir de dispersion non négligeable. Lors de nos captures nocturnes nous avons souvent observé des individus se déplaçant rapidement, en droite ligne, à plusieurs mètres au-dessus de nous. Dans sa mise au point sur les Phlébotomes de Russie, P.A. PETRISHCHEVA (1962) donne d'ailleurs des amplitudes de 1 km à 1,5 km.

au Hamster par lots de 10. Le reliquat, transporté au laboratoire et déterminé, se compose de :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	26 ♂ et 258 ♀
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	1 ♂
<i>Phlebotomus mascittii</i>	1 ♀

Toutefois, malgré ses avantages, ce procédé d'échantillonnage demeure très sélectif (faible proportion de mâles, monotonie des captures) et reste toujours dépendant des circonstances atmosphériques. Comme toute chasse « à l'affût » il ne permet d'exploiter qu'un petit nombre de localités par jour, une seule en général.

En définitive, on peut opposer la chasse diurne à la chasse nocturne, en qualifiant la première d'extensive, relativement éclectique et sûre malgré son rendement quantitatif faible, la deuxième d'intensive, sélective et de haut rendement dans les cas favorables, mais aléatoire car soumise aux conditions météorologiques.

III. — CAPTURE MANUELLE NOCTURNE SUR APPÂT HUMAIN.

Nous utilisons pour cette chasse le capteur-nasse modèle « A », mais légèrement plus court (15 cm). Afin d'éliminer les causes d'erreurs dues au phototactisme, nous opérons dans l'obscurité totale et, le plus souvent, dans les sacs de bivouac. Seuls le visage et les mains sont alors offerts aux piqûres. Le Phlébotome signale sa présence soit par un vrombissement discret mais caractéristique, soit en provoquant une sensation de cheminement cutané. Toujours dans l'obscurité, le piégeur applique l'orifice du capteur à l'endroit de la piqûre et, par une brève aspiration, fait pénétrer l'Insecte dans le piège. Immédiatement après chaque capture, il est recommandé d'obturer l'orifice de la nasse à l'aide d'un petit tampon de coton. Une certaine habitude (repérage, synchronisme des mouvements) est nécessaire pour obtenir un bon rendement.

Contrairement aux méthodes précédentes, la capture nocturne sur appât humain présente un intérêt épidémiologique tout particulier. Sa sélectivité permet en effet de ne capturer que les seules espèces piquant effectivement l'homme, à l'exception d'espèces simplement attirées par la perspiration cutanée ou par le flux lumineux de la lampe de poche (*cf.* capture manuelle à la lampe). Ainsi, en France où, précisons-le, nous avons surtout opéré à l'extérieur des habitations, seul *Phlebotomus ariasi* a été capturé de manière habituelle par cette méthode (tabl. XXI).

IV. — CAPTURE AU PIÈGE-MOUSTIQUAIRE.

Un certain nombre de moustiquaires à mailles serrées sont disposées à quelque distance les unes des autres (2 à 3 m, de manière à éviter les interférences). Chaque moustiquaire comporte, sur l'un des grands côtés, une ouverture standard (fig. 23) obtenue par la mise en place d'un cadre de bois (60 cm × 30 cm). Cette méthode, classiquement utilisée pour l'étude des cycles d'activité des Culicides (R.H. WHARTON, D.E. EYLES et M.W. WARREN,



Fig. 23. — Piège-moustiquaire. Un Renard est utilisé comme appât.

1963; M. T. GILLIES, J. HAMON, M. G. DAVIDSON, B. DE MEILLON et P. F. MATTINGLY, 1961; J. HAMON, 1964), nous a permis de comparer le pouvoir attractif exercé sur *Phlebotomus ariasi* par l'Homme, le Chien et le Renard.

V. — CAPTURE AU PIÈGE ADHÉSIF.

Ce mode de capture, basé sur les propriétés engluantes de l'huile de ricin (1), est connu depuis les importants travaux des épidémiologistes russes (Y. P. VLASOV, 1932; P. A. PETRISHCHEVA, 1935). Par la suite, le procédé a été utilisé avec succès par R. KIRK et D. J. LEWIS (1940, 1946, 1951) puis par L. W. QUATE (1964) en République du Soudan, par N. I. LATYSHEV et A. P. KRYUKOVA (1941) en Russie, par L. PARROT et R. DURAND-DELACRE (1948) puis R. DURAND-DELACRE et Y. MÉMIN (1953) en Algérie, par J. A. RIOUX, B. JUMINER, M. KCHOUK et H. GIBILY (1964) en Tunisie, par G. LUPASCO, P. DANCESCO et N. CHELES (1965) en Roumanie.

Les pièges sont essentiellement constitués de feuilles de papier imbibées d'huile de ricin et suspendues à un fil ou maintenues rigides par un support de bois (fig. 24). En pratique, la préparation et la pose de ces pièges réclament un certain nombre de précautions, que nous résumerons brièvement :

Le papier, de teinte blanc-mat, d'épaisseur faible, mais assez rigide (Vélin glacé 72 g), est découpé en feuilles carrées de 20 cm (n° 4), 14 cm (n° 3), 7 cm (n° 2) et 3 cm (n° 1) de côté. L'huile de ricin, purifiée (huile officinale) de manière à réduire son pouvoir attractif sur les prédateurs (Fourmis, Gastéropodes, Rongeurs, etc.), doit imprégner le papier en profondeur jusqu'à le

(1) Les pièges adhésifs sont couramment utilisés en entomologie agricole (M. ROTH, 1963).

rendre transparent. Pour ce faire il est nécessaire d'enduire successivement les deux faces. A cet usage, un rouleau de peintre peut être avantageusement utilisé. Les papiers, préalablement placés sur leurs supports (tige de roseau fendue, guirlande), sont stockés à plat. Une marque (tampon à en-tête du Laboratoire, recommandation au public de ne pas déplacer) est inscrite sur l'une des faces, de manière à orienter le piège dans les cavités (marque à l'extérieur).

Sur le terrain, les pièges sont introduits profondément dans les anfractuosités (grottes, fissures, barbacanes, etc.) et camouflés si nécessaire (bords de route, agglomérations) par des touffes d'herbes ou des fragments de rochers. Ils peuvent être relevés dès le lendemain et jusqu'à un mois après la pose (1). Ils sont alors groupés, par station, dans une chemise de papier sulfurisé; leur conservation est ainsi assurée pour plusieurs jours. Toutefois, lors des longues prospections, les récoltes doivent être dépouillées et classées le soir même.

Repérés par transparence, sous une forte lumière, les Phlébotomes sont prélevés au pinceau imbibé d'alcool à 95° et conservés en tube. Un séjour de 48 heures environ dans l'alcool fort est souvent nécessaire pour dissoudre totalement l'huile.

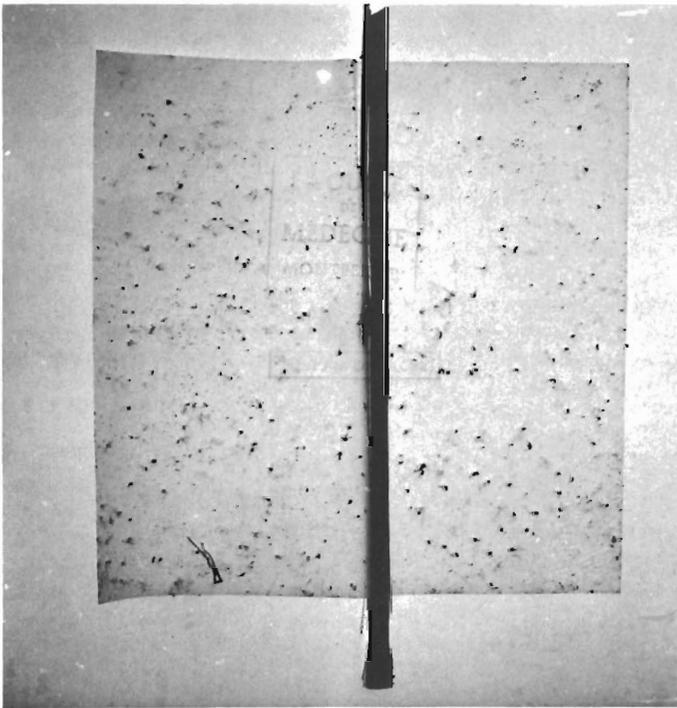


FIG. 24. — Un papier adhésif (20 × 20 cm) ayant capturé 163 Phlébotomes (*Phlebotomus ariasi* Tonnoir 3 ♀ et 8 ♂. *Sergentomyia minuta* (Rondani) : 72 ♀ et 80 ♂) en 15 jours de piégeage dans une barbacane (Caroux, Hérault, 230 m, n° 23 bis).

(1) En pays arides les pièges ne sont souvent effectifs que pendant 2 à 3 jours.

Au cours de notre enquête (1), nous avons utilisé les pièges adhésifs dans trois éventualités :

1. *Durant les missions itinérantes*, lorsque le parcours peut être effectué dans les deux sens. Les pièges sont placés à l'aller et relevés au retour.

Ainsi, lors d'une prospection effectuée du 12 au 18 juillet 1965 dans les Corbières, le Roussillon et le Bassin Sous-Pyrénéen, nous avons pu récolter par cette méthode 350 Phlébotomes (138 papiers n° 4, 93 n° 3, 23 n° 2 et 1 n° 1) dont :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	102 ♂ et 15 ♀
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	29 ♂ et 6 ♀
<i>Phlebotomus mascittii</i>	1 ♀
<i>Sergentomyia minuta</i>	103 ♂ et 94 ♀

Parmi ces espèces, *Phlebotomus ariasi* et *Phlebotomus mascittii* n'avaient jamais été récoltés dans la Haute-Garonne.

2. *A la halte du soir*. La méthode des papiers huilés complète les autres méthodes de chasse. Elle apporte en particulier d'intéressantes indications méso-éthologiques.

Observations n°s 403 et 404.

Le 29 juillet 1965, nous prospectons les environs immédiats de La Borie-Nouvelle, village déshabité situé à 500 m d'altitude sur le flanc méridional des Monts de Faugères (Hérault). Dès le crépuscule, nous enregistrons une sortie massive de Phlébotomes (t° 22°5, Hr 50 %, vent nul à 20 h 15). Nous décidons alors d'étudier leur distribution le long des murs, en tendant, sur les façades sud et sud-est d'une maison, six guirlandes de papiers huilés (7 feuilles n° 4). En une nuit de piégeage nous capturons 145 Phlébotomes dont :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	47 ♂ et 94 ♀
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	1 ♂
<i>Sergentomyia minuta</i>	1 ♂ et 2 ♀

Ces résultats, exprimés par niveau de piégeage, ne montrent aucune différence significative entre la partie basse et la partie haute du mur (*Phlebotomus ariasi* seul exprimé), en ce qui concerne tant les captures totales que la répartition par sexes :

Guirlandes à 0,50 m :	49 (14 ♂ et 35 ♀)
Guirlandes à 1,50 m :	47 (18 ♂ et 29 ♀)
Guirlandes à 2,50 m :	45 (15 ♂ et 30 ♀)

3. *Dans les zones d'endémie leishmanienne*. Ici les pièges sont disposés suivant plusieurs « itinéraires-transects » établis en fonction de critères épidémiologiques et écologiques (fig. 101, 102 et 103). En moyenne, durant la période d'activité des Phlébotomes, chaque transect est échantillonné tous les quinze jours.

(1) En 1965 il a été posé 7 813 pièges, correspondant à 235 m² de papier et 65 litres d'huile de ricin, c'est-à-dire à 138 ml/m². L'ensemble de nos prospections a nécessité la mise en place de 490 m² de papier. Pour chaque espèce le rendement moyen s'est établi comme suit :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	32 individus/m ²
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	2 individus/m ²
<i>Sergentomyia minuta</i>	96 individus/m ²

Sur les 235 m² de pièges mis en place dans les gîtes, 159 m² seulement ont été relevés et dépouillés (pertes : 32 %).

Mise en application en 1965, de juin à novembre, cette méthode nous a permis de récolter 20 234 Phlébotomes dont :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	4.714 ♂ et	238 ♀
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	173 ♂ et	5 ♀
<i>Sergentomyia minuta</i>	5.913 ♂ et	9.191 ♀

A l'instar de la chasse diurne au capteur, la technique des papiers huilés permet d'inventorier les lieux de repos, voire les gîtes de ponte. Au surplus, elle se révèle infiniment plus intéressante dans l'échantillonnage quantitatif d'une région; car elle réduit considérablement le coefficient personnel inhérent aux méthodes manuelles (1). Elle entraîne toutefois un grand nombre de manipulations (découpage des papiers, confection des supports, imprégnation, pose, récolte) et nécessite, dans le cas d'enquêtes importantes, la mise en place de deux équipes fonctionnant simultanément, l'une pour la capture et le dépouillement, l'autre pour l'identification. A son passif, notons également une certaine sélectivité, portant en particulier sur les sexes (cf. tabl. XXI). Il est ainsi curieux de constater que *Phlebotomus ariasi* et *Phlebotomus perniciosus* (2) sont surtout représentés par des mâles (respectivement 95 ♂ et 97 ♂) alors que pour *Sergentomyia minuta* les femelles dominent sensiblement (37 ♀). Ces différences trouvent peut-être leur explication dans l'abondance des Reptiles,

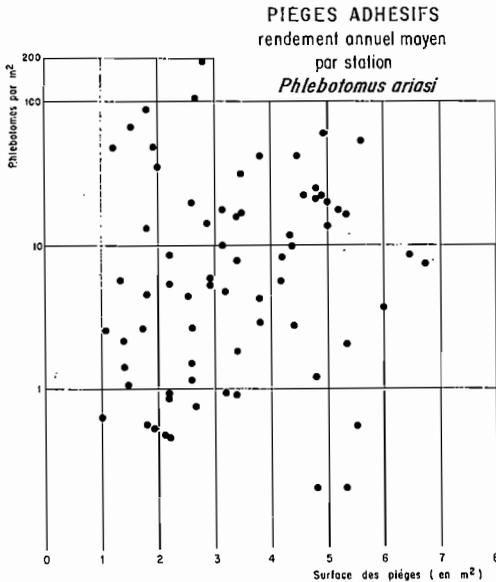


FIG. 25. — Le calcul montre que le rendement et la surface des pièges constituent deux « variables indépendantes » (1).

(1) Il était également important de savoir si la surface totale des pièges n'influe pas sur le rendement. Pour ce faire, le rendement, pris comme variable, a été testé par le calcul de la régression linéaire (*Phlebotomus ariasi*, fig. 25). Ce calcul a montré que la variance due à la régression est beaucoup plus faible que la variable non contrôlée (V reg. : 144,260; V err : 716,659; ddl : 92). Les deux variables, rendement et surface, sont donc indépendantes; autrement dit, le rendement des pièges n'est pas influencé par la surface des pièges.

(2) Travaillant sur *Phlebotomus major* Annandale, 1910, G. LUPASCO, P. DANCESCO et N. CHELES (1965) signalent toutefois la forte proportion de mâles obtenue par cette méthode.

hôtes d'élection de *Sergentomyia minuta*, et la rareté des Mammifères dans les biotopes inventoriés par cette méthode.

VI. — CAPTURE AU PIÈGE LUMINEUX.

Dans le chapitre consacré au phototactisme de *Phlebotomus ariasi*, nous exposerons plus longuement les difficultés inhérentes à ce mode de chasse. Insistons toutefois sur le fait qu'à elle seule, la source lumineuse ne saurait constituer un véritable piège. En effet, à l'inverse de beaucoup d'autres insectes (Lépidoptères, Diptères Cératopogonides et Chironomides), les Phlébotomes demeurent rarement prisonniers du flux lumineux et semblent même repoussés à partir d'une certaine intensité. En bref, pour être efficace, un tel type de piège doit être non seulement *attractif*, c'est-à-dire, comme nous le verrons, doté d'une source de faible puissance, mais aussi *contentif* de manière à immobiliser définitivement les Phlébotomes après leur pénétration dans la zone éclairée (1).

Déjà, la chasse nocturne contre les parois claires constitue une illustration de cette méthode (attraction par la lumière réfléchie de la lampe de poche, contention par le capturateur-nasse). Plus intéressant est l'emploi du papier huilé (2) comme système de contention (R. KIRK et D.J. LEWIS, 1940).

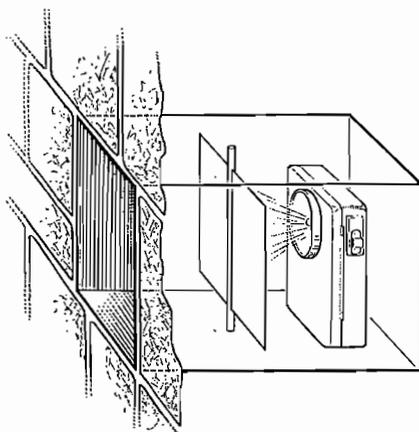


FIG. 26. — Papier adhésif complété par une source lumineuse de faible intensité; son utilisation dans une barbacane.

(1) Les pièges lumineux avec ventilateur, tel le « New-Jersey mosquito trap », ne nous ont donné que de très médiocres résultats, en raison vraisemblablement de l'aspiration trop violente qui provoque, chez les Phlébotomes, un réflexe de fuite (anémotactisme négatif).

Ainsi, le 8 août 1965, au Chambon (Gard) nous expérimentons concurremment les papiers éclairés et le « mosquito trap » (obs. n° 268 bis). En une nuit de piégeage nous obtenons (conditions atmosphériques médiocres) :

1° « Mosquito trap » : *Phlebotomus ariasi* 1 ♀
 2° Papiers huilés éclairés par une lampe de poche
 (8 papiers n° 4) :

Phlebotomus mascittii 2 ♀
Phlebotomus ariasi 2 ♂ et 3 ♀
Sergentomyia minuta 1 ♂ et 13 ♀

(2) Ce système de piégeage semble avoir été employé pour la première fois par G.E. CATHCART aux Indes (1923). Cet auteur utilisait la vaseline comme substance adhésive. La source lumineuse

En pratique, nous utilisons trois variantes de cette technique :

1. *Variante A.* — Une feuille de papier huilé (20×20 cm) montée sur un support de bois, est introduite dans une anfractuosité (barbacane, creux de rocher) et éclairée par derrière, à l'aide d'une lampe de poche (fig. 26).

Dans le cas de prospection itinérante, ce procédé permet d'augmenter le rendement du simple papier huilé mis en place le soir et retiré le lendemain.

2. *Variante B.* — Une guirlande, comportant 4 à 7 feuilles de papier né 4 (20×20 cm) imbibées d'huile de ricin, est tendue horizontalement entre deux supports à 10 cm d'un mur. En arrière de chaque papier, si possible, est suspendue une lampe de poche qui projette la totalité de son flux lumineux sur la face postérieure de la feuille (fig. 27).

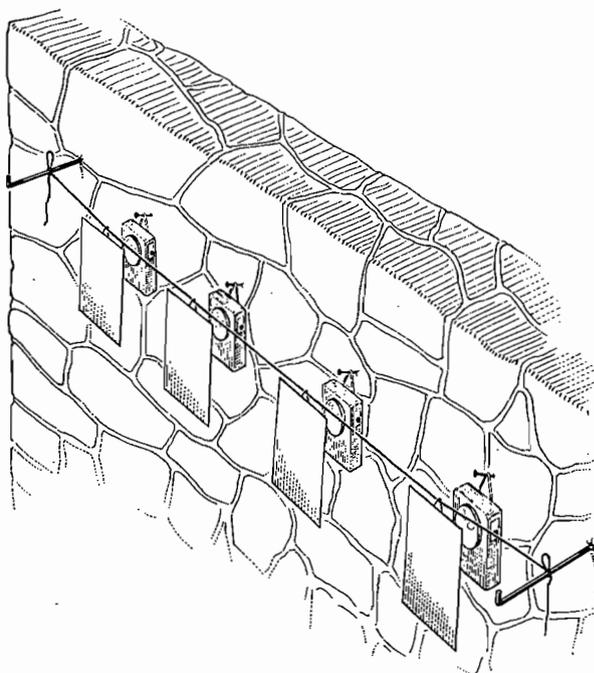


FIG. 27. — Piège lumineux composé d'une guirlande de papiers adhésifs éclairés par des lampes de poche.

Lors des périodes de pleine activité, ce dispositif donne d'excellents résultats. Tel est le cas de l'observation suivante :

Observation né 407.

Le 29 juillet 1965, à La Borie-Nouvelle (Hérault, alt. 500 m) nous plaçons deux guirlandes de 5 feuilles (20×20 cm) devant un mur de pierres sèches en contre-bas d'une vigne. La guirlande éclairée comporte quatre lampes de poche uniform -

 tait fournie par une lampe-tempête (type « Hurricane ») dont le verre était enduit de vaseline, ou par des lampes électriques placées en arrière d'un large rouleau transparent également vaselin .

ment réparties. La guirlande témoin est placée en pleine obscurité à deux mètres de la précédente.

En une nuit de piégeage nous capturons 266 Phlébotomes dont :

a) Guirlande éclairée :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	39 ♂ et 189 ♀
<i>Phlebotomus mascittii</i>	2 ♀
<i>Sergentomyia minuta</i>	1 ♂ et 10 ♀

b) Guirlande témoin :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	15 ♂ et 10 ♀
---------------------------------	--------------

Par rapport au témoin, le piège lumineux a donc capturé environ dix fois plus de Phlébotomes, parmi lesquels une forte majorité de femelles (cf. phototactisme de *Phlebotomus ariasi*).

Dans les deux cas, la méthode a l'avantage d'être simple et peu onéreuse. Elle ne nécessite aucun appareillage spécialisé et son rendement reste excellent.

3. Variante C. — L'intérêt épidémiologique des données recueillies par la variante B nous a amenés à perfectionner ce type de piège, de manière à standardiser autant que possible les résultats, tout en diminuant le prix de revient.

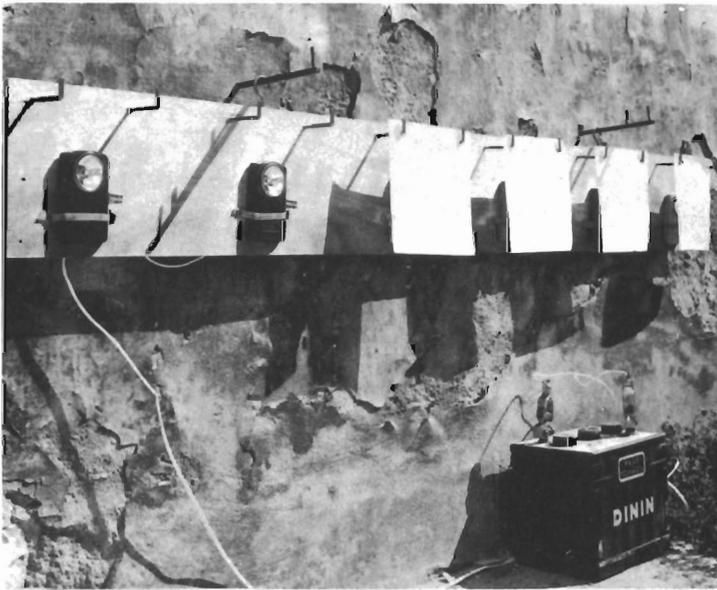


FIG. 28. — Montage pour l'étude du phototropisme des Phlébotomes. Les deux premiers papiers huilés n'ont pas été placés, de manière à mettre les lampes en évidence.

Le système que nous utilisons actuellement se compose d'un rectangle de contre-plaqué de 170 cm de long sur 20 cm de large. Tous les 30 cm, un réflecteur de lampe de poche (ampoule 3,5 volts) est fixé devant un orifice de 2 cm de diamètre, permettant la connection avec le circuit électrique monté

au dos (fig. 28 et 29). Devant chaque lampe est suspendue une feuille de papier huilé n° 4 (20 × 20 cm). Un accumulateur de 6 volts, rechargé régulièrement par un groupe électrogène, alimente sans difficulté les pièges durant les six heures d'utilisation. Un coupe-circuit automatique permet d'éteindre le piège à l'heure désirée. Un piège identique, mais dépourvu de montage électrique sert de témoin.

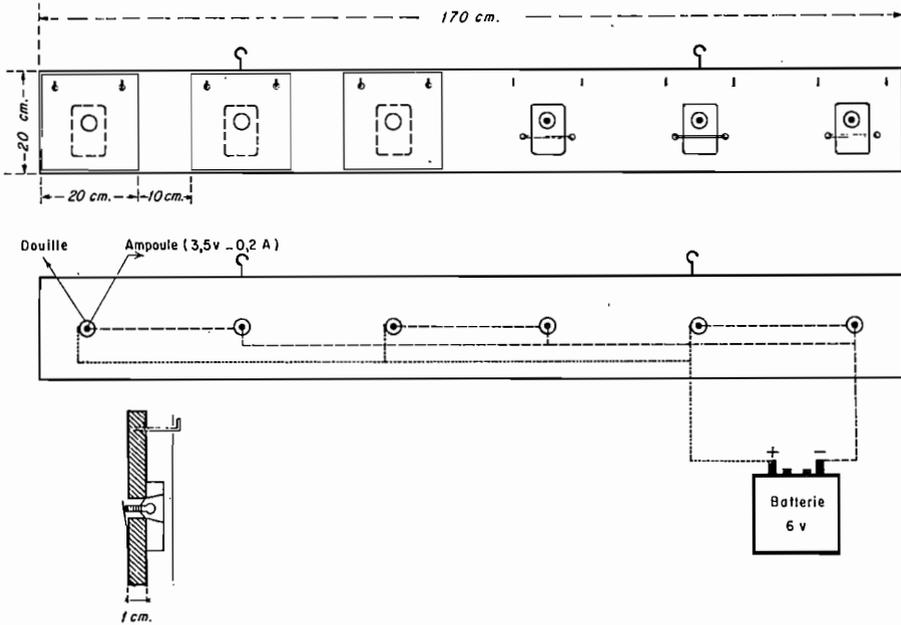


FIG. 29. — Schéma de montage du piège précédent.

Comme nous le verrons au cours des chapitres analytiques, cette méthode de piégeage permet :

a) de juger du phototactisme d'une espèce, et par là même du rôle éventuel joué par la lumière dans la pénétration des Phlébotomes à l'intérieur des habitations (cf. *Phlebotomus ariasi*, p. 117);

b) d'échantillonner rationnellement une localité, grâce aux possibilités d'expression quantitative fournies par l'unité-piège et la nuit-piège (1);

c) d'étudier les fluctuations journalières des populations de Phlébotomes par rapport aux variations des divers paramètres écologiques. Cette dernière application est illustrée par les observations suivantes :

Du 8 au 20 juillet 1966, nous prospectons le village de La Borie-Nouvelle (Hérault) situé à 500 m d'altitude, sur le versant méridional de la « Montagne Noire Orientale » (Monts de Faugères). Ce site, construit au centre d'un hémicycle orienté « plein midi », ne comporte qu'une dizaine de maisons dont une seulement est habitée. Directement soumise aux influences marines (littoral à 36 km), fortement insolaée en raison de l'orientation et de la pente, efficacement protégée des vents du Nord,

(1) L' « unité-piège » correspond à la feuille de papier n° 4 (20 × 20 cm), offrant 800 cm² de surface efficace. La « nuit-piège » correspond aux captures réalisées par l'unité-piège pendant une nuit.

violents et drastiques, La Borie-Nouvelle réalise les conditions optimales pour l'étude des variations journalières des populations de Phlébotomes (fig. 30).



FIG. 30. — La station expérimentale de La Borie-Nouvelle (Hérault, alt. 500 m).
A l'arrière plan, la forêt mixte d'Yeuses et de Chênes pubescents.
Quelques Châtaigniers sont encore en place sur les « traversiers » au-dessus du village.

A partir du 8 juillet, un piège lumineux « standard » est placé contre un mur de pierres sèches et mis en fonctionnement toutes les nuits, depuis le coucher de soleil jusqu'à 3 heures du matin. Un équipement météorologique sommaire (thermo-hygrographe) est installé à proximité du piège. En 12 jours, 124 Phlébotomes sont capturés. L'étude de la variation journalière des captures montre une très étroite corrélation entre la densité des Phlébotomes d'une part, les températures moyennes, les orages et les caractéristiques des vents dominants d'autre part (fig. 78).

TABLEAU I

Méthode des papiers adhésifs éclairés (captures 1965-1966)

	Papiers éclairés	Papiers témoins
<i>Phlebotomus ariasi</i>	498	50
<i>Sergentomyia minuta</i>	117	14
<i>Phlebotomus mascittii</i>	1	1
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	4	16
Total	615	81

VII. — CAPTURE AU PIÈGE A CO_2 .

Le pouvoir attractif du CO_2 vis-à-vis des arthropodes hématophages est connu depuis longtemps. Utilisant cette propriété, de nombreux auteurs ont construit des pièges à haut rendement. Citons en particulier W.C. REEVES (U.S.A., 1961), repris par C. HANNOUN et coll. (France, 1964), pour les *Culicidae* et R.L. NELSON puis R.H. WITHSEL et R.F. SCHOEPNER pour les *Ceratopogonidae* (U.S.A., 1965).

A notre tour, nous avons tenté l'essai des pièges à CO_2 pour la capture et l'échantillonnage des Phlébotomes. A cet effet, nous avons utilisé les quatre dispositifs suivants :

Premier dispositif : Un seau cylindrique en matière plastique de 25 cm de diamètre est obturé par un disque de papier, perforé sur toute sa surface par des trous de 3 cm de diamètre. Le disque et la face extérieure du cylindre sont badigeonnés d'huile de ricin.

Dans le piège test est placé un pain de 2 kg de CO_2 solide. Un piège identique mais dépourvu de CO_2 sert de témoin.

Deuxième dispositif (fig. 31) : A l'intérieur d'un cylindre métallique de 18 cm de diamètre et de 30 cm d'arête, ouvert aux deux extrémités, est introduit un cylindre de 12 cm de diamètre sur 15 cm d'arête, obturé à la partie inférieure par un fond percé d'orifices de 1 cm de diamètre et muni à sa partie supérieure de trois pattes horizontales prenant appui sur le bord supérieur du cylindre extérieur. Le cylindre intérieur reçoit 2 kg de CO_2 solide. Sur le cylin-



FIG. 31. — Piège à anhydride carbonique (2^e dispositif).
A droite, vue axiale du récipient à CO_2 solide.

dre extérieur est enroulée une feuille de papier huilé qui le recouvre entièrement.

Troisième dispositif (fig. 32) : Ce piège, ainsi que le suivant, combine les deux sources attractives, lumière et CO_2 . A notre connaissance, son principe a été appliqué pour la première fois en 1966 par N.F. NEWHOUSE, R.W. CHAMBERLAIN, J.G. JOHNSTON et W.D. SUDIA (*Culicidae*). Récemment, il a été utilisé pour la capture en masse de moustiques vivants par B. FRAISSIGNES, A. CHIPPAUX et J. MOUCHET (1968).

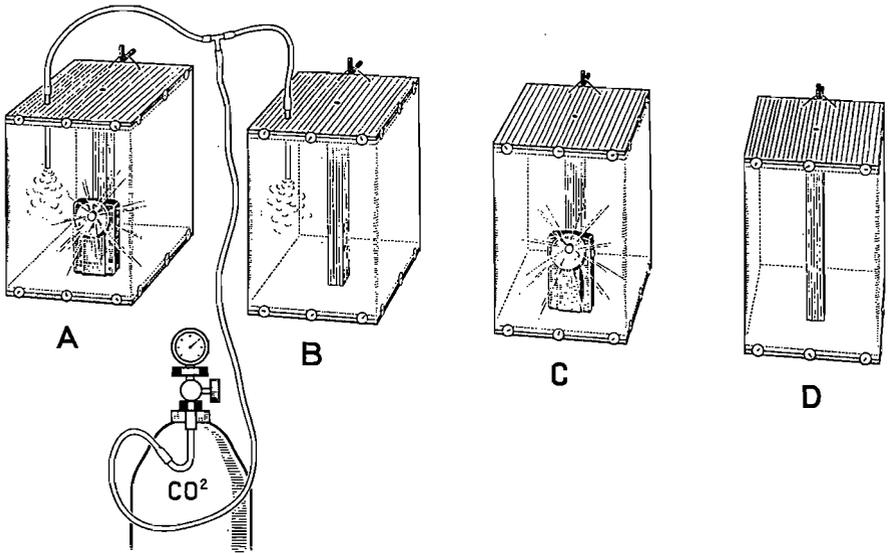


FIG. 32. — Montage rapide permettant de comparer le pouvoir attractif du CO_2 et de la lumière. Chaque piège est complété au moment de l'emploi par une feuille de papier imbibée d'huile de ricin. En D, témoin sans CO_2 ni lumière.

Notre dispositif, dont le rendement est sensiblement supérieur à celui des montages précédents, est constitué d'un bâti de bois comprenant un axe central de 25 cm de long et de 3 cm de diamètre, supportant à chaque extrémité une planchette de contre-plaqué de 15 cm de côté. Au niveau du tiers moyen de l'axe est disposée une source lumineuse de faible intensité (ampoule 3,5 volts). La planchette supérieure est percée d'un orifice de 1 cm de diamètre destiné au passage d'un tube souple raccordé à la source de CO_2 (bombe munie d'un détendeur et d'un débitmètre). Une feuille de papier de 45×25 cm, imbibée d'huile de ricin, est tendue de part et d'autre des planchettes.

Ce dispositif est susceptible de fonctionner selon les quatre variantes suivantes :

Variante A : Il s'agit du piège complet, fonctionnant avec CO_2 et lumière (1).

Variante B : Seul le CO_2 est utilisé comme source attractive (chimiotaxie).

(1) Ce dispositif est utilisé par les auteurs russes comme moyen de lutte (P. A. PETRISHCHEVA, 1962).

Variante C : Seule la lumière est utilisée (phototaxie). Ce piège est en réalité à rapprocher des papiers huilés éclairés (cf. p. 42). Il est utilisé ici à titre comparatif.

Variante D : Ce dispositif, qui ne comporte ni CO₂ ni lumière, fonctionne également comme témoin.

La série de ces quatre pièges, mise à l'essai du 16 au 27 juillet 1967 (La Borie-Nouvelle, Hérault) a donné les résultats suivants :

TABLEAU II

CO ₂ + lumière (A)				CO ₂ seul (B)				Lumière seule (C)				Témoin (D)			
<i>P. ariasi</i>		<i>S. minuta</i>		<i>P. ariasi</i>		<i>S. minuta</i>		<i>P. ariasi</i>		<i>S. minuta</i>		<i>P. ariasi</i>		<i>S. minuta</i>	
♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀
44	310	1	2	32	60	0	4	31	139	31	1	17	26	0	3

Le calcul statistique, appliqué à *Phlebotomus ariasi* ♀, montre :

1° que le CO₂ est nettement attractif [comparaison des rendements du piège « CO₂ sans lumière » et du piège « sans CO₂ ni lumière » (1)];

2° que le CO₂ attire moins que la lumière [comparaison des rendements du piège « CO₂ sans lumière » et du piège « lumière sans CO₂ » (2)];

3° que le rendement du piège « CO₂ + lumière » est supérieur aux précédents. Les résultats obtenus avec ce dispositif dépassent d'ailleurs la somme des résultats fournis par les pièges « CO₂ sans lumière » et « lumière sans CO₂ ». Autrement dit, le CO₂ et la lumière potentialisent leurs pouvoirs attractifs (3).

Quatrième dispositif (fig. 33 et 34) : Ce piège a l'avantage de pouvoir utiliser les deux sources d'anhydride carbonique, solide et gazeux. Il est constitué d'un corps cylindrique en matière plastique transparente de 20 cm de diamètre sur 30 cm de hauteur, pourvu d'un couvercle et d'un fond amovibles de 1 cm d'épaisseur. A chaque extrémité sont percées deux rangées de trous de 0,2 cm de diamètre, destinés à assurer la circulation du gaz. Dans le couvercle supé-

(1) Comparaison des dispositifs B et D :

Piège obscur à CO₂ *Phlebotomus ariasi* 60 ♀ (69,8 %)
 Témoin obscur sans CO₂ *Phlebotomus ariasi* 26 ♀ (30,2 %)
 ε = 3,66. Pourcentages significativement différents à 0,001 près.

(2) Comparaison des dispositifs B et C :

Piège obscur à CO₂ *Phlebotomus ariasi* 60 ♀ (30 %)
 Piège lumineux sans CO₂ *Phlebotomus ariasi* 139 ♀ (70 %)
 ε = 5,61. Pourcentages significativement différents à 0,000001 près.

(3) Comparaison des dispositifs A et B + C :

Piège à CO₂ lumineux *Phlebotomus ariasi* 310 ♀ (60,9 %)
 Piège à CO₂ obscur + piège lumineux sans CO₂.. *Phlebotomus ariasi* 199 ♀ (39,1 %)
 ε = 4,92. Pourcentages significativement différents à 0,000001 près.

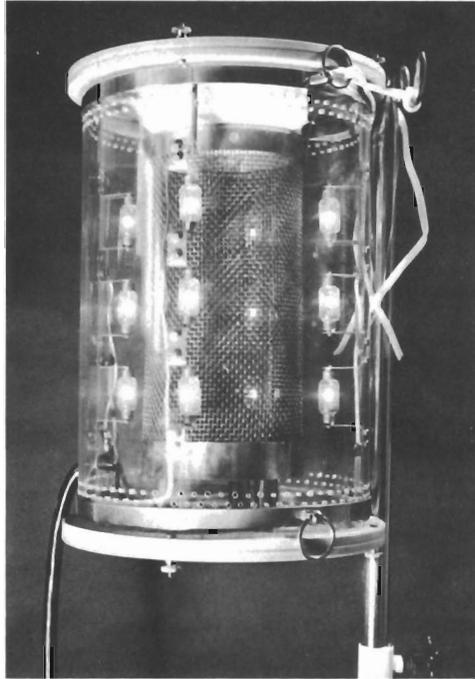


FIG. 33. — Piège lumineux à intensité variable, permettant d'utiliser le CO_2 solide ou gazeux. Au moment de l'emploi, une feuille de papier imbibée d'huile de ricin est appliquée à l'extérieur du cylindre, entre les perforations.

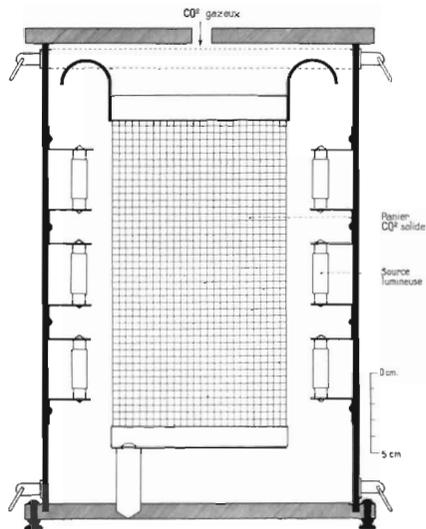


FIG. 34. — Coupe schématique de l'appareil précédent.

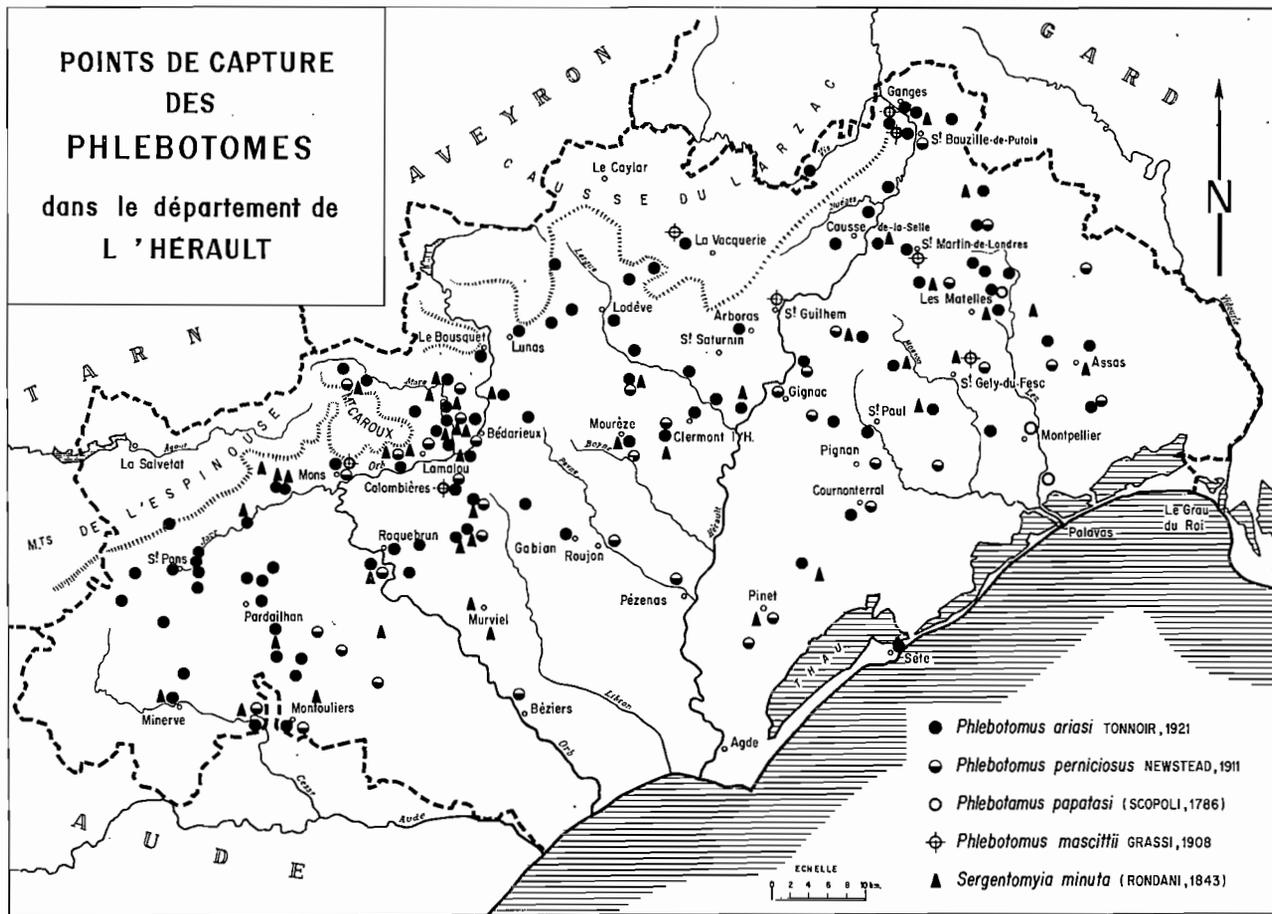


FIG. 35,

rieur est ménagé un orifice de 1,2 cm de diamètre permettant l'introduction du tube d'alimentation en CO₂ gazeux. A la base et au sommet du cylindre, deux colliers en acier, sur lesquels sont soudés deux anneaux de suspension, servent à fixer le dispositif sur son support. Le cylindre peut recevoir à son intérieur un panier en grillage inoxydable qui vient reposer sur le fond du piège par trois pieds pénétrant dans trois alvéoles. Entre le panier et le corps sont disposées trois séries de lampes type « navette » de 6 watts, alimentées par un courant de 6 volts. Un potentiomètre, en série sur l'alimentation des lampes (batteries), permet de régler l'intensité lumineuse. Au moment de l'emploi, le papier adhésif est placé sur la face externe du cylindre et taillé de manière à laisser libres les orifices supérieurs et inférieurs.

IDENTIFICATION DES *PHLEBOTOMINAE* DE FRANCE

TECHNIQUES DE MONTAGE

Grâce à la qualité des études morphologiques et des révisions systématiques accumulées depuis le début du siècle, la détermination des Phlébotomes de France ne comporte actuellement aucune difficulté. Toutefois, l'observation correcte des caractères principaux demande l'utilisation de techniques et de milieux de montage particuliers, dont nous indiquerons ici les plus courants, et notamment la méthode rapide utilisée lors de notre enquête sur les leishmanioses du sud de la France.

I. — MONTAGE RAPIDE A L'ALCOOL POLYVINYLIQUE.

Les Phlébotomes, anesthésiés au CO₂ ou tués à la fumée de tabac, sont conservés dans l'alcool à 70°. Ils sont mis à macérer dans le lactophénol d'Amann 24 heures au moins avant le montage, qui s'effectue dans une goutte du milieu suivant :

Alcool polyvinylique (Rhodoviol R.P. BS 125)	50 g
Phénol	40 g
Acide lactique	80 g
Eau distillée	150 ml

Des deux sexes, les MÂLES sont les plus aisément identifiables grâce aux *genitalia* dont les trois appendices : coxite portant le style (forcipule), paramère et valve pénienne (pénis), interviennent tour à tour dans les clés dichotomiques. Aucune préparation spéciale n'est en général nécessaire.

L'identification des FEMELLES, plus délicate, s'appuie sur l'examen des trois organes suivants : la cavité buccale ou cibarium, le pharynx et les spermathèques. Pour ce faire, la tête et les deux derniers segments de l'abdomen sont détachés du reste du corps. L'extrémité postérieure de l'abdomen est montée séparément sur la même lame et légèrement pressée de manière à diminuer l'épaisseur des tissus. Les spermathèques doivent être examinées rapidement après le montage (quelques heures) car, à la longue, l'alcool polyvinylique lactique peut en estomper les contours, en particulier chez les espèces à spermathèques lisses (*Sergentomyia minuta*) ou très faiblement striées (*Phlebotomus mascittii*).

En période de piégeage intensif, lorsque les lots à déterminer journellement dépassent le millier (cf. « itinéraires-transects », p. 40), il est recommandé d'opérer par une ou deux équipes de deux techniciens. Chaque équipe dispose de deux loupes binoculaires et d'un microscope. L'un des opérateurs prélève les Phlébotomes préalablement dispersés dans une boîte de Pétri et les dispose sur la lame par groupe de trois ou plus, dans une goutte d'alcool polyvinylique. Dans le même temps, le second dissèque (si besoin est), monte entre lame et lamelle et identifie.

En pratique les mâles sont d'abord triés, montés *in toto* et déterminés à la loupe binoculaire, grâce aux critères systématiques de base (style court et trapu, à quatre épines apicales pour *Sergentomyia minuta*, style long et grêle à cinq épines très courtes, apicales et sub-apicales pour *Phlebotomus papatasi*, pénis renflé en battant de cloche pour *Phlebotomus ariasi*, effilé et simple pour *Phlebotomus mascittii*, effilé et bifide à l'apex pour *Phlebotomus perniciosus*). Dans un deuxième temps, les femelles sont à leur tour triées, en commençant par *Sergentomyia minuta*, dont l'identification se fait sans dissection, à la loupe binoculaire, sur le vu de l'armature cibariale. Les autres espèces sont reprises en fin de montage, disséquées et identifiées au microscope à l'aide des spermathèques.

2. — MONTAGE PERMANENT AU BAUME DU CANADA.

Cette méthode est utilisée en vue de conserver en collection de référence des spécimens complets et parfaitement montés. Elle est plus lente et demande beaucoup de soins (1).

a) *Montage sans coloration.* — Les Phlébotomes, conservés dans l'alcool à 70°, sont transférés dans un bain de potasse ou de soude (solution à 20 %) où ils doivent séjourner au moins deux heures; après quoi, ils sont rincés à l'eau ordinaire pendant deux heures en changeant l'eau tous les 1/4 d'heure. On passe ensuite les pièces dans une solution acide de Marc André, durant 3 heures :

Eau distillée	30 ml
Hydrate de Chloral	40 g
Acide acétique cristallisable	30 ml

puis dans la créosote de hêtre pendant le même laps de temps. Le montage se fait en déposant le Phlébotome en position latérale sur une lame dégraissée, dans une goutte de baume du Canada sirupeux. La tête, détachée du thorax, est placée en position dorso-ventrale, la face ventrale vers le haut.

(1) Les Phlébotomes étant des insectes extrêmement fragiles, il est important de les manipuler le moins possible à l'aide d'instruments (aiguille montée, vaccinostyle, etc.). On évitera ainsi de léser certains organes qui peuvent être utiles à la diagnose. Le mieux est de s'abstenir de toucher aux insectes. Il faudra, par exemple, vider directement dans une capsule le contenu du tube (alcool et Phlébotomes); aspirer l'alcool à l'aide d'un compte-gouttes et le remplacer par le liquide choisi (solution de potasse, liquide de Marc André, etc.). Pour chaque nouveau bain, répéter la même opération d'épuisement du liquide à l'aide du compte-gouttes sans jamais toucher aux insectes. Par cette méthode, l'animal n'est manipulé qu'une seule fois, lors de son transport sur la lame porte objet. Ce transport doit être fait à l'aide d'une fine aiguille, à l'extrémité de laquelle une goutte du milieu de montage (baume, gomme ou alcool polyvinylique) engluera l'insecte sans le détériorer.

b) *Montage après coloration.* — Après le séjour dans la solution acide de Marc André, les pièces sont transférées dans une solution aqueuse de fuchsine acide à 1⁰/₀₀ (12 heures, à froid) puis dans l'alcool à 70° (deux heures), dans l'alcool à 95° (une heure), enfin dans la créosote (une heure). La pièce, entièrement deshydratée, est prête pour le montage qui s'effectue comme il est indiqué plus haut.

CLÉS DICHOTOMIQUES DES ESPÈCES FRANÇAISES

Les caractères systématiques essentiels dont nous avons donné quelques exemples au chapitre morphologique sont réunis dans les deux clés *dichotomiques* suivantes, inspirées *pro parte* de l'excellente mise au point de J. RAGEAU et J. COLAS-BELCOUR (1956).

A. — Mâles

- 1. Soies des tergites abdominaux II à VI uniformément couchées (fig. 15, A). Cibarium armé de 16 à 22 dents. Aile : $\alpha < \beta$. Style porteur de 4 épines terminales fortes et d'une soie non caduque (fig. 36) *Sergentomyia (S.) minuta* (Rondani, 1843)
- Soies des tergites abdominaux II à VI uniformément dressées (fig. 15, B). Cibarium inerme ou armé seulement de très petits denticules épars difficilement visibles. Aile : $\alpha > \beta$. Style porteur de 4 ou 5 épines insérées à des niveaux différents; absence de soie non caduque 2
- 2. Style porteur de 4 épines. Coxite orné d'un lobe basal bien développé, pédonculé et pourvu d'un fort pinceau de soies (fig. 36) *Phlebotomus (Pa.) sergenti* Parrot, 1917
- Style porteur de 5 épines (fig. 16). Coxite dépourvu de lobe basal pédonculé 3
- 3. Style long et grêle à épines courtes. Paramères trilobés; l'un des appendices falciforme et frangé (fig. 47). Lobe latéral armé de deux épines apicales courtes et spatulées (fig. 45, E, H) *Phlebotomus (Ph.) papatasi* (Scopoli, 1786)
- Style trapu à épines longues (supérieures à la demi-longueur du style). Paramères simples (fig. 17). Lobe latéral inerme (fig. 16 et 53) 4
- 4. Valves du pénis effilées et bifides à l'apex (fig. 51 et 53) *Phlebotomus (L.) perniciosus* Newstead, 1911
- Valves du pénis à apex arrondi, jamais bifide 5
- 5. Valves du pénis renflées à l'apex, en forme de « battant de cloche » (fig. 16 et 51) *Phlebotomus (L.) ariasi* Tonnoir, 1921
- Valves du pénis régulièrement rétrécies jusqu'à l'apex (fig. 51) *Phlebotomus (A.) mascittii* Grassi, 1908

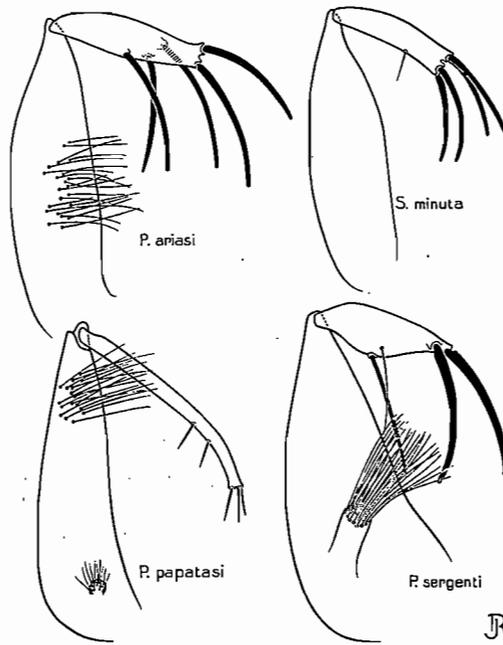


FIG. 36. — Styles et coxites de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, *Sergentomyia minuta* (Rondani), *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) et *Phlebotomus sergenti* Parrot. Noter, chez *Sergentomyia minuta* (Rondani), la « soie non caduque » insérée sur le bord inférieur du style. *Phlebotomus sergenti* Parrot, présente ici une malformation assez fréquente : la transformation en soie de la quatrième épine du style (d'après un exemplaire de Djerba récolté par F. LARROUSSE).

B. — Femelles

1. Soies des tergites abdominaux II à VI uniformément dressées (fig. 15, B). Cibarium inerme ou armé seulement de petits denticules épars, difficilement visibles. Aile : $\alpha > \beta$ (fig. 14, A) 2
- Soies des tergites abdominaux II à VI uniformément couchées (fig. 15, A). Cibarium armé d'une rangée transversale de 25 à 65 dents (moyenne 43) (fig. 11 et 38). Aile : $\alpha < \beta$ (fig. 14, F). Spermathèques tubulaires à parois lisses (fig. 37, C et 40) *Sergentomyia* (*S.*) *minuta* (Rondani, 1843)
2. Spermathèques à réservoir tubulaire orné de stries ondulées. Conduit dilaté dans sa moitié distale (fig. 37, A et 49) *Phlebotomus* (*A.*) *mascittii* Grassi, 1908
- Spermathèques à réservoir nettement annelé (fig. 37, B, D, E, F et 52). Conduit non dilaté dans sa partie distale 3
3. Spermathèques munies d'un col long et étroit (fig. 37, D, F et 58) 4
- Spermathèques dépourvues de col (fig. 37, B, E) 5
4. Conduit de la spermathèque de calibre uniforme, strié transversalement sur toute sa longueur (fig. 37, F et 52). Pattes postérieures longues

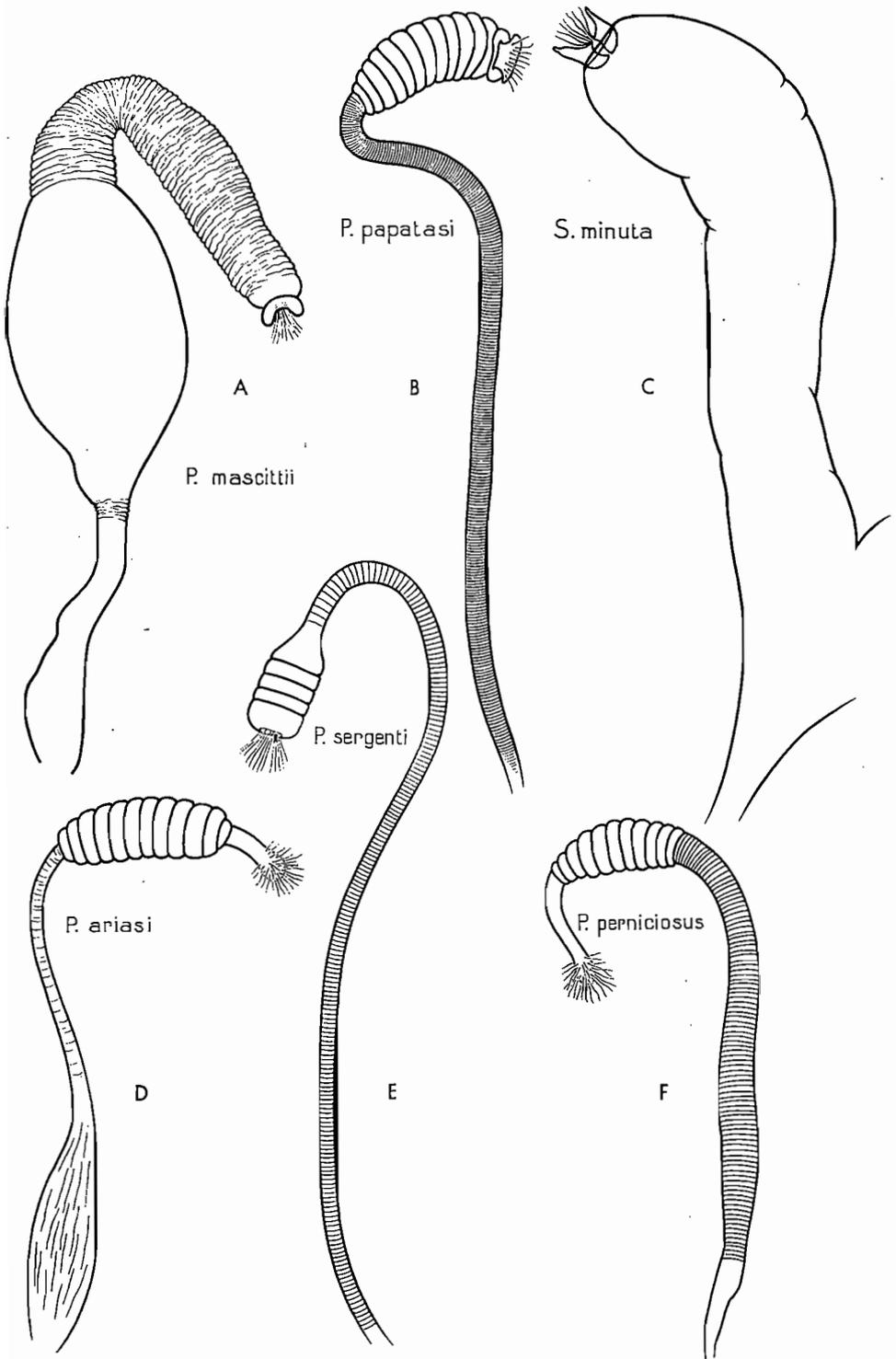


FIG. 37. — Spermathèques de *Phlebotomus mascittii* Grassi (A), *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) (B), *Sergentomyia minuta* (Rondani) (C), *Phlebotomus ariasi* Tonnoir (D), *Phlebotomus sergenti* Parrot (E) et *Phlebotomus perniciosus* Newst. (F).

- de 3 à 3,9 mm (moyenne 3,7 mm). Indice c du 4^e segment de l'antenne (fig. 12) de 65 à 95 μ (moyenne 78 μ) *Phlebotomus (L.) perniciosus* Newstead, 1911
- Conduit de la spermathèque dilaté et lisse dans sa partie proximale (fig. 37, D et 58). Pattes postérieures longues de 4,3 à 5,2 mm (moyenne 5 mm). Indice c du 4^e segment de l'antenne (fig. 12) de 100 à 140 μ (moyenne 120 μ) *Phlebotomus (L.) ariasi* Tonnoir, 1921
5. Réservoir de la spermathèque comprenant au maximum 5 anneaux, le terminal sensiblement aussi long que large (fig. 37, E) *Phlebotomus (Pa.) sergenti* Parrot, 1917
- Réservoir de la spermathèque comprenant environ 10 anneaux, dont le terminal n'est pas plus épais que les autres (fig. 37, B) *Phlebotomus (Ph.) papatasi* (Scopoli, 1786)

ANALYSE SYSTÉMATIQUE ET ÉCOLOGIQUE DES ESPÈCES FRANÇAISES DE *PHLEBOTOMINAE*

SERGENTOMYIA (SERGENTOMYIA) MINUTA (RONDANI, 1843)

[Ann. Soc. Ent. France, 1 : 263]. Syn. : *P. minutus* var. *meridionalis* Pierantoni, 1924; *P. parroti* var. *italicus* Adler et Theodor, 1931; *P. parroti* var. *sardous* Bogliolo, 1934.

Décrit par C. RONDANI, des environs de Parme (Italie), *Sergentomyia minuta* est très certainement l'une des espèces dont la validité systématique a été le plus souvent et le plus longtemps contestée. Elle doit ces difficultés autant à l'ancienneté de sa description (1843) qu'à sa qualité de « chef de file » d'un genre important (*Sergentomyia* França et Parrot) dont l'individualisation taxonomique a nécessité plus d'un siècle de recherches.

Au cours de ces vingt dernières années, plusieurs auteurs ont d'ailleurs retracé les vicissitudes de cette espèce. Nous en résumerons l'essentiel en nous inspirant des révisions systématiques de L. PARROT (1942), J. RAYNAL (1954) et P.P. PERFILIEW (1966) :

En fait, les controverses n'ont débuté qu'en 1920, avec la découverte, en Algérie, d'une variété nouvelle : *Phlebotomus minutus* var. *fallax* Parrot. Cette variété, élevée au rang d'espèce un an plus tard, prenait en effet place aux côtés de *Phlebotomus minutus* var. *africanus* Newstead, 1912 (1), considéré jusqu'alors comme l'unique représentant nord-africain de l'espèce de C. RONDANI. En 1927, S. ADLER et O. THEODOR individualisaient à leur tour une nouvelle espèce, *Phlebotomus parroti*, à partir d'un lot de Phlébotomes algériens communiqués par L. PARROT. En 1933, les exemplaires restant, primitivement étiquetés *Phlebotomus minutus* s.st., étaient rattachés par O. THEODOR à *Phlebotomus signatipennis* News., 1920, espèce que l'auteur ramenait au rang de simple variété (*Phlebotomus minutus signatipennis*). Entre temps U. PIERANTONI (1924) décrivait d'Italie une nouvelle variété de *Phlebotomus minutus* (var. *meridionalis*). En 1931, S. ADLER et O. THEODOR considéraient comme trop imprécise la description *princeps* de C. RONDANI et, n'ayant pas eu connaissance du travail précédent, créaient le trinôme *Phlebotomus parroti italicus*. Ce nom servait, dès lors, à désigner les populations du littoral nord-occi-

(1) Il s'agit en fait d'une espèce autonome : *Sergentomyia (Parrotomyia) africana* (Newstead, 1912).

dental de la Méditerranée (Malte, Italie, France, Espagne, Baléares). Trois ans plus tard, L. BOGLIOLO décrivait une variété qu'il pensait endémique de Sardaigne : *Phlebotomus parroti sardous*.

De son côté, poursuivant l'inventaire nord-africain du groupe, L. PARROT signalait, en 1933, une espèce nouvelle pour l'Algérie : *Phlebotomus squamipleuris* et créait à son propos la variété *dreyfussi*. En 1942, dans une revue critique très remarquable, il individualisait, sous le nom de *Phlebotomus theodori*, l'espèce palestinienne découverte en 1927 par S. ADLER et O. THEODOR et élevait au rang d'espèce les variétés *fallax* et *signatipennis*. Poussant plus loin l'analyse systématique, il ramenait *Phlebotomus parroti* au rang de simple variété de *Phlebotomus minutus* et considérait les variétés *italicus*, *meridionalis* et *sardous* comme synonymes de la forme type décrite par C. RONDANI en 1843.

En 1947, G. SACCA avait la bonne fortune de retrouver les exemplaires types de C. RONDANI déposés au Musée zoologique de Florence. Il confirmait alors l'authenticité du binôme, donnant pleinement raison à L. PARROT, et, ce faisant, mettait un point final au débat. Dès lors, avec l'accession au rang d'espèce de la variété *dreyfussi* (P. P. PERFILIEW, 1966) et la mise en synonymie de *Phlebotomus signatipennis* avec *Phlebotomus antennatus*, les représentants méditerranéens du genre *Sergentomyia* pouvaient s'écrire (O. THEODOR, 1958) :

- *Sergentomyia (Sergentomyia) antennata* (Newstead, 1920)
- *Sergentomyia (Sergentomyia) fallax* (Parrot, 1921)
- *Sergentomyia (Sergentomyia) minuta minuta* (Rondani, 1843)
- *Sergentomyia (Sergentomyia) minuta parroti* (Adler et Theodor, 1927)
- *Sergentomyia (Sergentomyia) theodori* (Parrot, 1942)
- *Sergentomyia (Grassomyia) dreyfussi* (Parrot, 1933)
- *Sergentomyia (Sintonius) clydei* (Sinton, 1928)

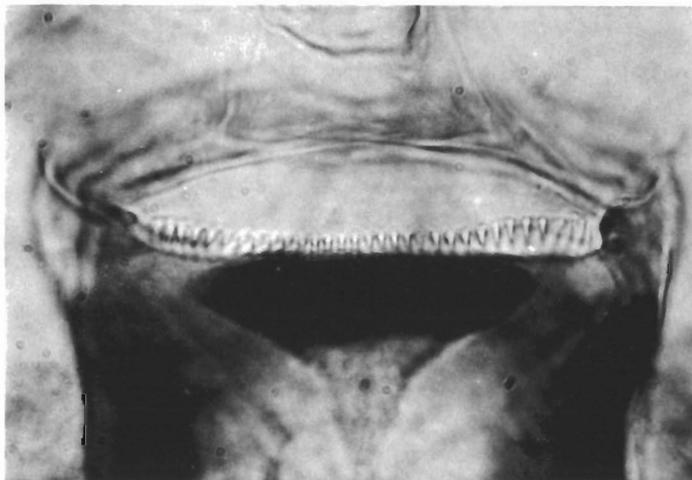


FIG. 38. — *Sergentomyia minuta minuta* (Rondani). Armature cibariale et tache losangique.

IDENTIFICATION.

L'identification de cette espèce est facilitée par la présence d'une armature cibariale bien développée, en particulier chez la femelle. Chez celle-ci, la cavité buccale est en effet ornée d'une rangée de 25 à 65 dents, robustes et régulières, sur laquelle se surimpose une plage pigmentée losangique à grand axe transversal (fig. 38). Tache et denture n'existent chez aucune autre espèce française. Rappelons que le nombre de dents (fig. 39) permet de distinguer la forme typique (\bar{m} : 43) de la variété *parroti* (1) d'Afrique du Nord (\bar{m} : 69).

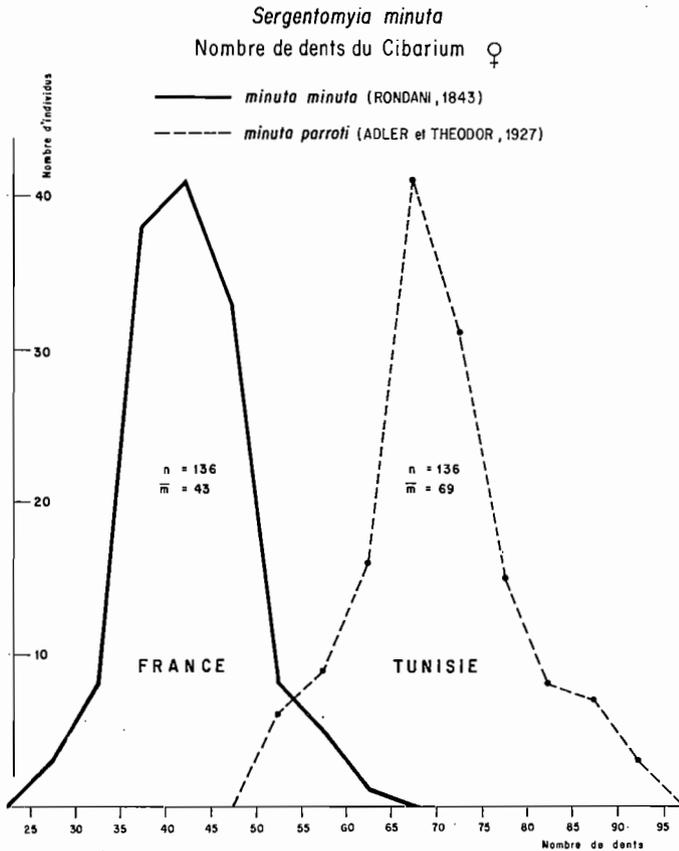


FIG. 39. — Excellent critère pour individualiser les sous-espèces *minuta* et *parroti*, le nombre de dents du cibarium ne permet pas toujours d'identifier un individu pris au hasard (ici entre 47 et 67 dents).

La femelle possède par ailleurs des spermathèques à paroi entièrement lisse, en forme de boudin, sans réservoir différencié (fig. 37, C et 40). Quant au

(1) Le nombre de dents cibariales, critère distinctif fondamental, présente toutefois quelques exceptions. Ainsi L. PARROT et A. HABIBI (1946) ont capturé à Alger un exemplaire ♀ pourvu seulement de 20 dents.

mâle, il se singularise essentiellement par la présence de quatre fortes épines implantées à l'extrémité du style (fig. 36) et d'une discrète soie inférieure subapicale, dite « soie non caduque ».

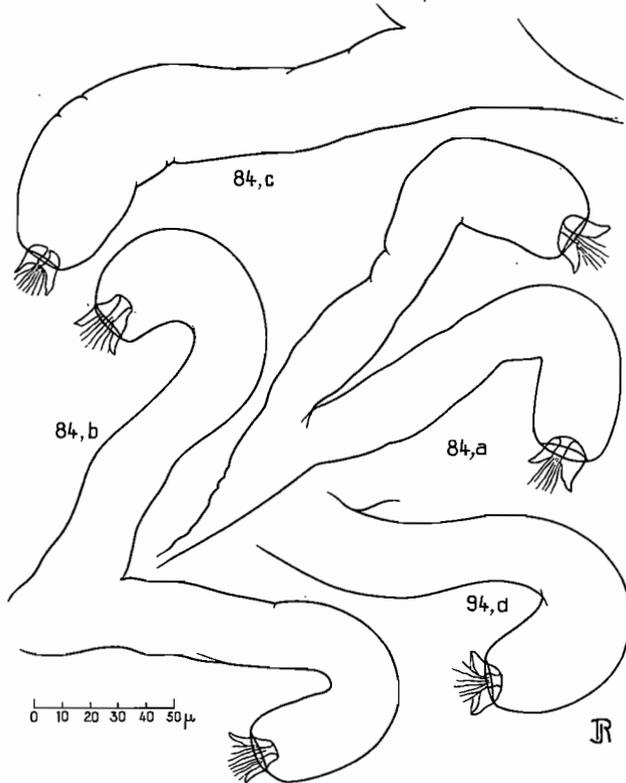


FIG. 40. — *Sergentomyia minuta* (Rondani). Spermathèques.

Mentionnons enfin qu'en France, les exemplaires mutilés peuvent encore être identifiés grâce aux paramètres alaires. Seul *Sergentomyia minuta* ♂ et ♀ répond à la formule $\alpha < \beta$.

Paramètres biométriques ♀ (1).

Epipharynx : $0,169 \pm 0,004$. Antenne, A3 : $0,144 \pm 0,004$; A4 : $0,090 \pm 0,002$; b : $0,034 \pm 0,001$; c : $0,064 \pm 0,002$; ascoïdes : 2/III.XV. Palpe, P1 : $0,043 \pm 0,002$; P2 : $0,065 \pm 0,002$; P3 : $0,132 \pm 0,003$; P4 : $0,124 \pm 0,004$; P5 : $0,223 \pm 0,010$; formule palpale : 1, 2, 4, 3, 5. Aile, L : $1,798 \pm 0,036$; l : $0,438 \pm 0,008$; α : $0,184 \pm 0,014$; β : $0,354 \pm 0,018$; δ : $0,040 \pm 0,008$; π : $0,056 \pm 0,005$; Patte, fémur : $0,75 \pm 0,02$; tibia : $0,99 \pm 0,02$; tarses, T1 : $0,48 \pm 0,02$; T2 : $0,27 \pm 0,01$; T3 : $0,16 \pm 0,01$; T4 : $0,13 \pm 0,01$; T5 : $0,080 \pm 0,002$.

(1) Les longueurs sont données en mm. Pour chaque paramètre, le nombre d'échantillons mesurés a varié entre 30 et 36.

MALFORMATION.

Au cours de la présente enquête, nous avons eu l'occasion de récolter (Puéchagut, Gard, 920 m, VII-1965) un exemplaire mâle de *Sergentomyia minuta* présentant certaines anomalies que nous décrivons brièvement (fig. 41) : style et coxite trapus mais de structure normale. Pénis déformé, à extrémité tronquée et faiblement chitinisée. Pompe génitale et filaments péniers courts. Paramères normaux; lobes latéraux courts et trapus. Lamelles submédianes hypertrophiées, rappelant les cerques femelles. Pas de spermathèque visible.



FIG. 41. — *Sergentomyia minuta* (Rondani).
Hypopygium ♂ montrant un discret gynandromorphisme.
Noter la brièveté du lobe latéral.

En 1946, L. PARROT et A. HABIBI ont signalé une malformation voisine chez un exemplaire mâle de *Sergentomyia minuta parroti* provenant de l'Institut Pasteur d'Alger.

CHOROLOGIE.

L'aire géographique de *Sergentomyia minuta minuta* intéresse uniquement la bordure nord du Bassin méditerranéen, du Portugal à la Grèce. En Afrique du Nord, il est remplacé par la variété *parroti*, qui se comporte en réalité comme une sous-espèce au sens actuel du terme, c'est-à-dire distincte aussi bien sur les plans morphologique que chorologique (1).

1° Répartition française (fig. 42).

En France, *Sergentomyia minuta* ne dépasse pas les limites de la Région méditerranéenne. Toutefois sa présence en Lozère, Haute-Garonne et Ardèche semble indiquer une répartition plus continentale, en tous cas non strictement

(1) Encore manque-t-il le critère mixiologique !

côtière comme on l'avait pensé initialement. Hors de France cette espèce s'observe d'ailleurs à l'intérieur des terres. Ainsi, en 1945, elle a été récoltée à Ascona, dans le Tessin suisse, par H. GASCHEN.



FIG. 42. — *Sergentomyia minuta* (Rondani). Répartition française.

Ardèche (1)

Malarca (220 m), Paiolive (200 m) [auct.].

Aude

Durban (130 m), Paziols (135 m), Tuchan (200 m), Villeneuve-les-Corbières (160 m) [auct.].

Bouches-du-Rhône

Saint-Menet (E. PRINGAULT, 1920).

Corse

Bastia (F. W. EDWARDS, 1928), Bilia, Tiuccia (C. TOUMANOFF et R. CHASSIGNET, 1954).

Gard

Saint-Jean-du-Gard (M. SICART, 1954), Sumène (210 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], Alès (137 m), Arphy (550 m), Asclier (col 770 m), Aulas (280 m), Belle-Poêle (440 m), Bez (320 m), Le Chambon (246 m), Chamborigaud (306 m), Crespian (100 m), La Faurette (260 m), Génolhac (500 m), Mas-Dieu (300 m), Le Mazel (250 m), Molières (150 m), Peyregrosse (230 m), La Planquette (240 m), Les Plantiers (450 m), Pont-d'Hérault (180 m), Le Pradel (400 m), Puéchagut (920 m), Rédarès (350 m), Roquedur-le-Bas (250 m), Roquedur-le-Haut (360 m), Saint-Hippolyte-du-Fort (180 m), Saint-Martial (500 m), Tornac (140 m),

(1) Les altitudes indiquées se rapportent aux points précis de captures et non pas obligatoirement aux localités correspondantes.

La Tavernolle (470 m), La Tribale (col 633 m), Valestalière-Monoblet (380 m), Le Vigan (220 m), Le Villaret (270 m) [*auct.*].

Haute-Garonne

Mane (289 m), Saint-Gaudens (404 m), Valentine (362 m) [*auct.*].

Hérault (fig. 35)

Agel (90 m), Andabre (345 m), Assas (150 m), Bédarieux (198 m), La Borie-Nouvelle (500 m), Le Canourie (300 m), La Caumette (270 m), Caussiniojous (260 m), Césedarnes (120 m), Celles (130 m), Cessenon (80 m), Ceyras (70 m), Clairac (230 m), Colombières (200 m), La Conque (220 m), Coustorgues (430 m), Cruzy (50 m), Donnadieu (220 m), Ganges (157 m), Hérépian (180 m), Lacoste (160 m), Lamalou-les-Bains (182 m), Laroque (144 m), Lenthéric (160 m), La Liquière (200 m), Le Martinet (100 m), Mas-du-Gua (260 m), Les Matelles (80 m), Minerve (200 m), Montarnaud (126 m), Mourèze (206 m), Murles (206 m), Murviels-les-Béziers (62 m), Notre-Dame-de-Londres (200 m), Olargues (250 m), Pinet (25 m), Le Poujol (140 m), Le Pradal (350 m), Puéchabon (160 m), Raspailac (320 m), Riols (325 m), La Roche-Confort (315 m), Rosis (700 m), Saint-Etienne-d'Estréchoux (280 m), Saint-Gély-du-Fesc (130 m), Saint-Gervais-sur-Mare (300 m), Saint-Jean-de-Cuculles (120 m), Saint-Nazaire-de-Ladarez (180 m), Saint-Vincent-de-Barbeyrargues (143 m), Sénas (228 m), La Sesquièrre (360 m), Thézan-les-Béziers (63 m), Le Tourrel (440 m), La Tour-sur-Orb (240 m), Verenoux (270 m), Villemagne (170 m), Villeneuveville (150 m), Villeveyrac (80 m) [*auct.*].

Lozère

Cirque-des-Baumes (434 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], Castanet (640 m), Cocurès (624 m), Mas-Supérieur (670 m), Pont-de-Montvers (896 m), Saint-Germain-de-Calberte (700 m), Villefort (595 m) [*auct.*].

Pyrénées-Orientales

Banyuls-sur-Mer (F. LARROUSSE, 1925; D. JARRY, 1956), Boule-d'Amont (485 m), Ermitage-Saint-Ferréol (300 m), Estagel (160 m), Marquixanes (272 m), Olette (613 m), Taillet (640 m), Thuès-les-Bains (747 m), La Trinité (680 m), Villefranche-de-Conflent (435 m) [*auct.*].

Var

Sainte-Maxime (J. RAYNAL et P. LE GAC, 1933), Toulon (L. PARROT, 1943), Les Darboussèdes (M. BOURGAIN, 1945), Saint-Raphaël (J. COLAS-BELCOUR et E. ABONNENC, 1948), Le Revest (100 m) [*auct.*].

2° Limite altitudinale.

Sergentomyia minuta atteint dans le sud de la France une altitude relativement élevée (fig. 43). On le récolte ainsi à 620 m dans le Massif du Caroux, à 730 m au Mont Lozère, à 747 m dans les Pyrénées-Orientales et à 850 m au Mont Aigoual (limite inférieure de l'étage du Hêtre). Sur l'ensemble de ces massifs, il dépasse *Phlebotomus perniciosus* de 100 à 200 m (tabl. III). Une telle plasticité laisse prévoir une extension, vers l'Ouest et vers le Nord, plus vaste que ne l'indiquent les stations actuelles.

ETHOLOGIE.

1° Comportement trophique.

Les nombreuses observations relatives au comportement trophique de *Sergentomyia minuta* confirment sans ambiguïté sa tendance herpétophile. De

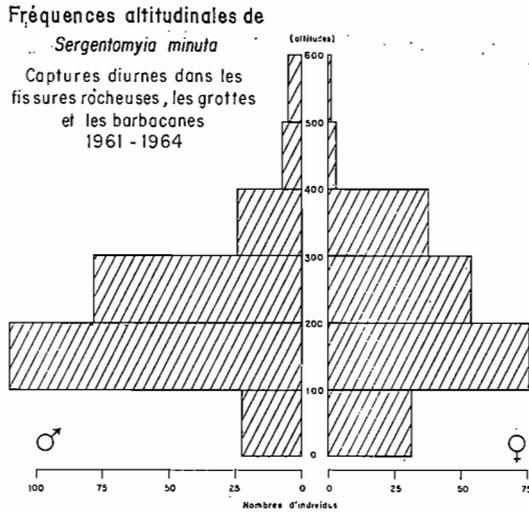


FIG. 43.

fait, au cours de notre enquête et singulièrement à l'occasion de chasses nocturnes, nous n'avons jamais été attaqués par cette espèce (tabl. XXI), alors qu'à plusieurs reprises nous l'avons observée se gorgeant sur le Lézard des murailles.

Un tel comportement explique d'ailleurs le rôle joué par les représentants du « groupe » *minuta* dans la transmission de certains parasites sanguicoles aux Lacertidés. Ainsi, en Afrique du Nord, *Sergentomyia minuta parroti* inocule au Gecko [*Tarentola mauritanica* (L., 1758)] un Trypanosomatidé, *Leishmania tarentolae* Wenyon, 1921, primitivement confondu avec l'agent du bouton d'Orient. L'infestation, étudiée expérimentalement par L. PARROT en 1935, est due non à la piqûre de l'insecte mais à son ingestion par le Reptile. En France, nous avons retrouvé le parasite dans le sang d'un Gecko provenant des environs de Banyuls-sur-Mer (P.O.), région de collines boisées (*Quercus suber*) où abonde *Sergentomyia minuta*.

2° Phototaxie.

Grâce à la méthode des papiers huilés éclairés (cf. p. 42), nous avons pu mettre en évidence la nette attraction exercée sur *Sergentomyia minuta* ♀ par les sources lumineuses de faible intensité. Rappelons ici les résultats obtenus pour cette espèce lors des campagnes 1965 et 1966 (tabl. X).

Papiers éclairés	6 ♂ et 111 ♀
Papiers témoins	7 ♂ et 7 ♀

3° Biotopes préférentiels.

A l'état adulte, *Sergentomyia minuta* colonise les biotopes les plus variés. Toutefois, on l'observe avec une particulière fréquence dans les lieux rocheux (falaises, ruines, murs de soutènement). Ainsi, dès 1963, les méthodes qualita-

tives de piégeage nous ont permis de mettre en évidence la grande abondance de cette espèce dans les cavités ménagées dans les murs de soutènement (barbacanes) :

A Lamalou-les-Bains (Hérault), le 14 juillet 1963, d'un vieux mur en bordure de rivière, nous retirons 9 *Sergentomyia minuta* (5 ♂ et 4 ♀). A Thézan-les-Béziers (Hérault) le 7 août 1963, dans les barbacanes d'un mur de soutènement, nous capturons 16 *Sergentomyia minuta* (5 ♂ et 11 ♀) dont certains récemment gorgés. Le 26 juin 1964, sur 59 Phlébotomes piégés en quelques minutes dans un mur de schiste, en bordure de la route D 63, à 8 km de Taillet (P.O.) nous dénombrons 38 *Sergentomyia minuta* (30 ♂ et 8 ♀). Le 26 juillet 1964, au cours d'une prospection sur le versant méridional de la « Montagne Noire Orientale » (Lenthéric, Hérault), l'inventaire de cinq barbacanes nous permet de récolter 75 *Sergentomyia minuta* (50 ♂ et 25 ♀).

En 1965, l'utilisation des méthodes quantitatives d'échantillonnage nous a permis de confirmer la grande richesse de ce biotope par rapport aux cavités rocheuses naturelles. Ainsi, pour un total de 15 304 *Sergentomyia minuta* capturés par la technique des papiers huilés, le rendement moyen des barbacanes a atteint le chiffre élevé de 61,6 individus par mètre carré, contre 2,6 seulement pour les anfractuosités naturelles.

Dans la barbacane, l'ïmago femelle de *Sergentomyia minuta* est d'ailleurs parfaitement à sa place car il y voisine avec le Lézard des murailles [*Lacerta muralis* (Laurenti)] qui constitue son hôte préférentiel. Bien plus, étant donnée sa richesse en matières organiques (déjections de Reptiles et de micromammifères) et sa stabilité thermo-hygométrique (fig. 81), un tel milieu doit également convenir à la ponte et à l'évolution larvaire. Dès lors, on peut admettre que *Sergentomyia minuta* effectue la totalité de son cycle biologique dans cette niche dont il ne sort que pour sa dispersion.

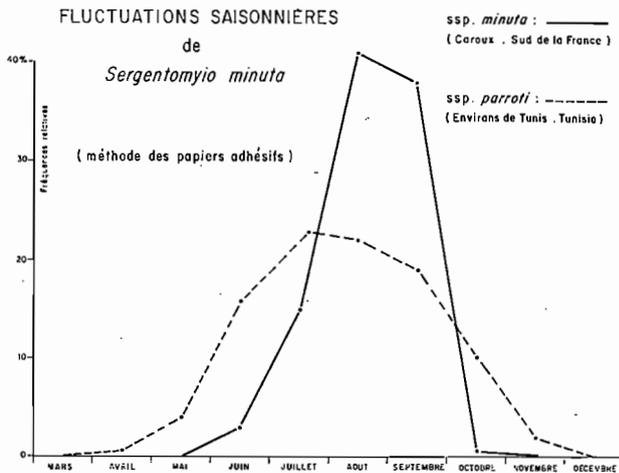


FIG. 44. — Fluctuations saisonnières de *Sergentomyia minuta* (Rondani).

En Tunisie comme en France, *Sergentomyia minuta* (Rondani) évolue selon le type monophasique. Il diffère en cela de *Phlebotomus perniciosus* Newst., monophasique en France (fig. 57) et diphasique en Tunisie septentrionale (cf. fig. 74).

4° Phénologie.

Le cycle évolutif annuel de *Sergentomyia minuta* a pu être précisé grâce aux résultats des piégeages quantitatifs réalisés en 1965 dans les foyers leishmaniens des Cévennes méridionales. A l'image des autres espèces françaises, *Sergentomyia minuta* évolue sur le type monophasique, le maximum de densité correspondant à l'acmé de la période chaude. A ce titre, il se comporte comme la sous-espèce nord-africaine *Sergentomyia minuta parroti* (fig. 44).

PARASITISME (cf. *Phlebotomus ariasi*, p. 122).

PHLEBOTOMUS (PHLEBOTOMUS) PAPATASI (SCOPOLI, 1786)

[*Deliciae florae et faunae insubricae*, 1 : 55]

Phlebotomus papatasi représente l'espèce-type du sous-genre *Phlebotomus*. Ce groupe, très homogène, ne comprend à l'heure actuelle que les trois espèces suivantes :

Phlebotomus papatasi (Scopoli, 1786)

Phlebotomus bergeroti (Parrot, 1934)

Phlebotomus duboscqi Neveu-Lemaire, 1906 (1)

Phlebotomus papatasi, très largement répandu d'Est en Ouest, occupe la zone d'influence mésogéenne; *Phlebotomus bergeroti* couvre la bande désertique saharo-yéménite; *Phlebotomus duboscqi* s'étend sur l'Afrique au Sud du Sahara. Il s'agit en somme de trois formes affines, véritables « vicariantes » géographiques qui se succèdent du Nord au Sud, de la région méditerranéenne *s.l.* à la région éthiopienne.

Espèce-type du genre, *Phlebotomus papatasi* est aussi le premier Phlébotome signalé en France (1909). Dans une communication à la Société entomologique de France, R. BLANCHARD nous rapporte les circonstances de la découverte : « J'écrivis donc au D^r Villeneuve, de Rambouillet, spécialiste en Diptérologie française, pour lui faire part de ma constatation et lui demander si réellement l'existence des Phlébotomes n'avait pas encore été signalée en France. Avec un empressement dont je le remercie, le D^r Villeneuve me fit savoir qu'effectivement le fait était encore inédit, mais que pourtant, l'année précédente, M. Valéry Mayet lui avait envoyé quelques exemplaires du même Insecte, recueillis aux environs de Montpellier (2).

Je priai alors M. Valéry Mayet de me donner sur son observation des renseignements plus circonstanciés. La réponse se fit attendre; enfin, à la date du 26 janvier 1909, notre regretté collègue me répondit comme suit : « J'ai en effet observé et signalé au D^r Villeneuve le *Phlebotomus papatasi* comme

(1) Syn. : *Phlebotomus roubaudi* Newstead, 1913.

(2) Il s'agit de Lattes, petite commune située à quelques kilomètres au sud de Montpellier.

fort incommode à la campagne, aux environs de Montpellier. Il s'introduit dans les chambres à coucher, à la façon des *Culex*, et, la nuit, fait des piqûres fort douloureuses, tenant les dormeurs éveillés. Je n'ai pas ouï dire que ces piqûres aient des conséquences graves ».

Précisons enfin que les doutes émis sur l'exactitude de cette détermination ont été définitivement levés en 1932 par M. LANGERON et V. NITZULESCU. Ces auteurs ont pu en effet retrouver un exemplaire ♀ déposé par V. MAYET au Laboratoire d'Entomologie du Muséum d'Histoire Naturelle de Paris. Il s'agissait bien de *Phlebotomus papatasi*.

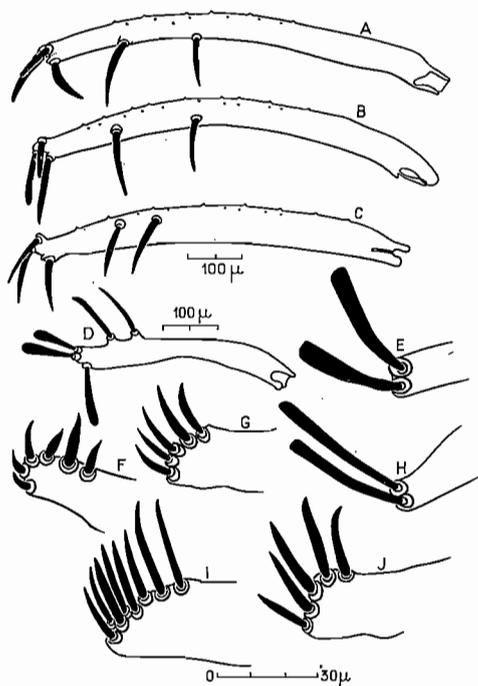


FIG. 45. — Style et lobe latéral chez *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) [A, B, C, E], *Phlebotomus dubosqi*, Neveu-Lemaire [F, G, I, J] et *Phlebotomus bergeroti* (Parrot) [D, H].

IDENTIFICATION.

La forme de la spermathèque permet l'identification rapide de la femelle (fig. 37). Le réceptacle, de forme générale ovale allongé, présente huit à dix annulations. Dans la dernière, en forme de collerette, est invaginé le col. A ce titre, *Phlebotomus papatasi* peut être toutefois confondu avec *Phlebotomus sergenti*, espèce à col également télescopé; mais *Phlebotomus sergenti* ne possède que quatre à six annulations, dont la dernière est toujours large et trapue.

Quoique plus difficile à observer, l'armature pharyngienne différencie également l'espèce. Elle offre un aspect « en résille » ou en « filet de pêche »

et ne présente, à l'opposé des autres espèces françaises, aucun denticule ni ponctuation.

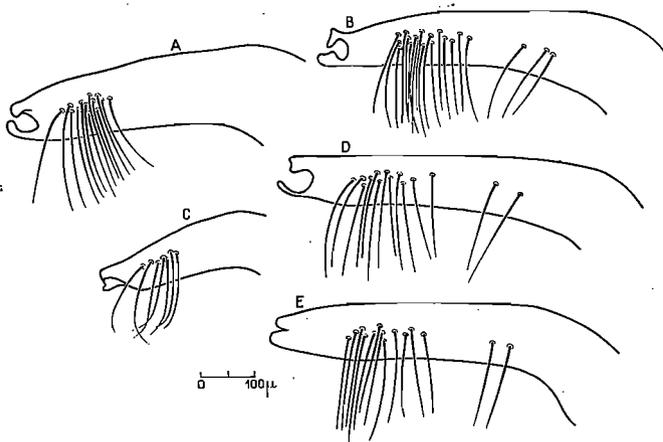


FIG. 46. — Coxite chez *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) [A], *Phlebotomus duboscqi* Neveu-Lemaire [B, D, E] et *Phlebotomus bergeroti* (Parrot) [C].

L'appareil génital mâle se singularise essentiellement par la structure des styles et des paramères. Les styles, longs et étroits, portent cinq épines courtes et rigides, dont trois implantées à leur extrémité apicale et deux au tiers distal du bord inférieur (fig. 45, A, B, C). Les paramères possèdent trois expansions (1) dont la supérieure, arciforme, est densément frangée sur son bord concave (fig. 47). De plus, les lobes latéraux présentent chacun à leur extrémité distale, deux soies spatulées bien différenciées (fig. 45, E, H).

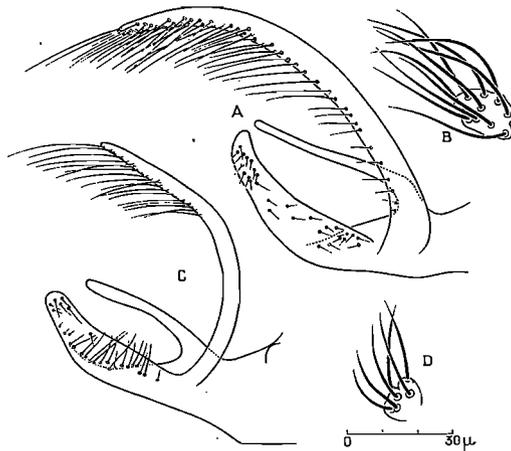


FIG. 47. — Paramère et lobe basal du coxite chez *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) [A et B] et *Phlebotomus bergeroti* (Parrot) [C et D].

(1) Les trois formes affines : *papatasi*, *bergeroti* et *duboscqi* (fig. 47) se distinguent grâce à ces appendices.

RÉPARTITION FRANÇAISE.

La répartition française de *Phlebotomus papatasi* est très comparable à celle de *Sergentomyia minuta*. Comme lui il demeure inféodé aux départements méditerranéens sans pour autant se cantonner à l'ambiance littorale (Gigondas, J. COUDERT, Saint-Jean-du-Gard, M. SICART). En Italie, *Phlebotomus papatasi* atteint d'ailleurs les altitudes de 800 mètres (Gargano : A. CORRADETTI, G. SACCA et I. NERI) et 1 100 mètres (Sicile : S. ADLER et O. THEODOR). De même, sur les Hauts-Plateaux algériens il dépasse en fréquence *Phlebotomus perniciosus* (Ed. SERGENT).

Bouches-du-Rhône

Marseille, Les Trois-Luc (J. RAYNAL et P. LE GAC, 1932).

Corse

Lavatoggio (C. TOUMANOFF et R. CHASSIGNET, 1954).

Gard

Saint-Jean-du-Gard (M. SICART, 1954).

Hérault (fig. 35)

Lattes (R. BLANCHARD, 1909; J. VILLENEUVE, 1909). Montpellier (M. SICART, 1956), Saint-Jean-de-Cuculles (110 m) [*auct.*].

Var

Toulon (M. BOURGAIN, 1945).

Vauchuse

Gigondas (J. COUDERT, 1947).

ETHOLOGIE.

Du point de vue trophique, *Phlebotomus papatasi* se présente comme une espèce essentiellement domestique (1) et anthropophile (2), pénétrant dans les appartements et n'en sortant que pour pondre. Ainsi, en Macédoine T. SIMITCH capture pendant la journée de 500 à 1 000 exemplaires dans les pièces habitées. En Yougoslavie ce même auteur obtient un pourcentage variant entre 80 et 99 % dans les habitations humaines contre 20 % seulement dans les étables et les poulaillers. En Serbie, V. ZIVKOVITCH (1967) arrive à des conclusions semblables. En France, malgré la rareté des observations, on retrouve ce même comportement casanier. Ainsi, à Marseille, J. RAYNAL et P. LE GAC ont capturé *Phlebotomus papatasi* sous moustiquaire. A Montpellier, P. MIROUSE (*in* : M. SICART, 1954) a récolté durant plusieurs années de nombreux exemplaires de cette espèce dans son appartement urbain et plus précisément dans sa chambre

(1) A ce titre, l'espèce saharienne *Phlebotomus bergeroti* présente au Nord-Tchad un comportement opposé. Elle pique en effet massivement à l'extérieur, loin de toute habitation (E. ABONNENC et J. A. RIOUX, 1961).

(2) En Egypte (M. L. SCHMIDT, 1965) et en Russie (V. M. SAFYANOVA, 1964), certaines populations de *Phlebotomus papatasi* sont douées d'autogénèse. Cette espèce n'est d'ailleurs pas la seule à posséder ce caractère. Citons entre autres *Lutzomyia gomezi* (Nitzulescu, 1931) à Panama (M. HERTIG, 1964) et *Sergentomyia grekovi* (Khodukin, 1929) en Russie (V. M. SAFYANOVA, 1964).

à coucher. Ce comportement très particulier explique vraisemblablement la grande rareté de *Phlebotomus papatasi* (1 ♀) dans notre statistique portant cependant sur un total de 33 194 échantillons. Nous n'avons en effet qu'exceptionnellement chassé, de jour ou de nuit, dans les appartements habités.

PHLEBOTOMUS (PARAPHLEBOTOMUS) SERGENTI PARROT, 1917

[Bull. Soc. Path. Exot., 10 : 564]

Du point de vue chorologique *Phlebotomus sergenti* s'étend, à l'instar de *Phlebotomus papatasi*, sur l'ensemble de la Région méditerranéenne, du Portugal à l'Himalaya et de l'Espagne à l'Aïr. Comme lui, il est relayé au Sud de son aire d'extension par deux formes affines, *Phlebotomus sergenti saevus* Parrot et Martin, 1939 et *Phlebotomus alexandri* Sinton, 1928, que l'on peut considérer également comme de véritables « vicariantes géographiques ».

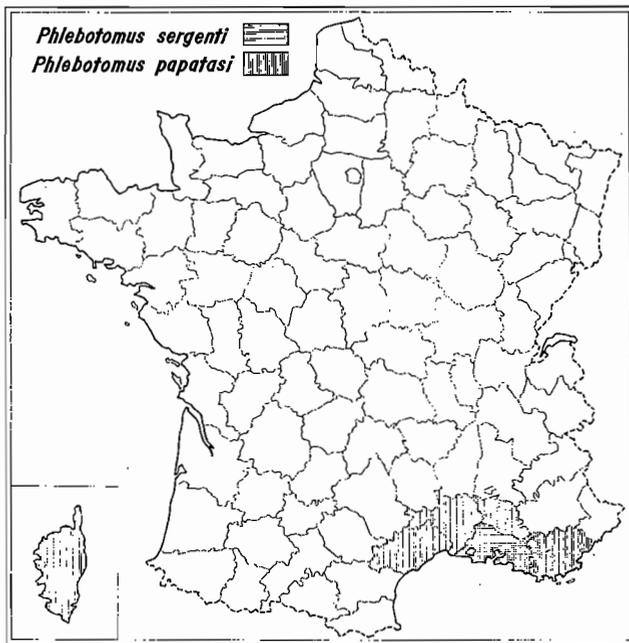


FIG. 48. — *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) et *Phlebotomus sergenti* Parrot.
Répartition française.

En France, *Phlebotomus sergenti* n'est connu que d'une seule localité des environs de Marseille (Saint-Menet) où E. PRINGAULT l'a identifié en 1920 sur un lot de 186 Phlébotomes. Cette détermination, portant sur cinq mâles est considérée comme correcte par la plupart des auteurs (1). Sa présence en d'au-

(1) E. PRINGAULT a fait contrôler ses déterminations par L. PARROT et F. LARROUSSE.

tres points de la côte méditerranéenne, en particulier en Roussillon, est d'ailleurs fort probable. On la connaît en effet de plusieurs localités de la Catalogne espagnole (Province de Gérone : R. ZARIQUIEY, 1944; Province de Barcelone : R. ZARIQUIEY, 1944 et J. VIVES SABATER, 1954).

La femelle est pourvue d'une spermathèque à réceptacle annelé (cinq ou six annulations) dont les segments diminuent de hauteur de l'apex à la base. Dans le segment apical, aussi haut que large, s'invagine le col (fig. 37, E). Les conduits sont striés sur toute leur longueur.

Le mâle est facilement identifiable grâce à l'ornementation très caractéristique du coxite, pourvu d'un lobe basal pédonculé (1) et porteur d'un fort pinceau de soies (fig. 36). Sur le style s'insèrent quatre épines seulement, rarement trois épines et une soie.

Etant donné sa grande rareté dans le sud de la France, *Phlebotomus sergenti* ne saurait évidemment intervenir dans le cycle épidémiologique des leishmanioses. Rappelons toutefois son rôle prépondérant dans la transmission du bouton d'Orient (S. ADLER et O. THEODOR, 1929) et peut-être aussi du Kala-Azar, dans les zones arides et semi-arides d'Afrique du Nord et du Proche-Orient.

PHLEBOTOMUS (ADLERIUS) MASCITTI GRASSI, 1908

[Atti Real. Accad. Lincei, 17 : 681]. Syn. : *P. larrouseii* Langeron et Nitzulescu, 1931; *P. vesuvianus* Adler et Theodor, 1931; *P. canaaniticus* Adler et Theodor, 1931; *P. perniciosus* var. *nitzulescui* Simitch, 1932; *P. larrouseii* var. *canaaniticus* (Adler et Theodor, 1931).

Comme le rappelle J. RAYNAL, dans sa révision des Phlébotomes de France (1954), la position systématique de *Phlebotomus mascitti* a subi, durant près d'un demi-siècle, les plus curieuses vicissitudes.

Décrite en 1908, par B. GRASSI, cette espèce devait être primitivement confondue avec *Phlebotomus perniciosus*. En 1931, à la suite d'une enquête portant sur un grand nombre d'échantillons (858 *Phlebotomus perniciosus*) provenant d'Italie, S. ADLER et O. THEODOR entérinaient cette position : aucun exemplaire du lot examiné ne répondait à la description *princeps* de B. GRASSI.

Curieusement, à la même époque, M. LANGERON et V. NITZULESCU (1931) décrivaient un Phlébotome nouveau, *Phlebotomus larrouseii* (sur 6 ♀), qui devait être retrouvé en Palestine (*Phlebotomus larrouseii canaaniticus* S. ADLER et O. THEODOR, 1931), en Grèce (L. PARROT, 1936; S. ADLER, O. THEODOR et G. WITENBERG, 1938) et au Liban (L. PARROT et R. MARTIN, 1944). Entre temps, S. ADLER et O. THEODOR (1931) avaient redécrit l'espèce d'Italie (*Phlebotomus vesuvianus*) tandis que T. SIMITCH (1932) faisait de même en Yougoslavie (*Phlebotomus perniciosus nitzulescui*).

(1) La présence, chez le mâle d'une part, de quatre épines sur le style et d'un lobe basal proéminent sur le coxite, chez la femelle d'autre part, de spermathèques à col sessile, fait de *Phlebotomus sergenti*, le chef de file du sous-genre *Paraphlebotomus* Theodor, 1948.

Toutefois, en 1944, L. PARROT mettait l'accent sur les affinités systématiques de *Phlebotomus mascittii* et *Phlebotomus larrouseï*, se basant, pour ce faire, sur les figures données par R. NEWSTEAD (1924) de l'unique co-type conservé de la collection B. GRASSI. D'ailleurs, en 1940, sur les lieux mêmes où B. GRASSI avait découvert les larves de son *Phlebotomus mascittii*, G. SACCA récoltait un Phlébotome qu'il rapportait à l'espèce *larrouseï*. Revenant sept ans plus tard sur son observation, ce même auteur affirmait à son tour la synonymie des deux espèces. En 1950, M. HERTIG émettait la même opinion. Le débat était définitivement clos en 1952 par la découverte, en France (L. PARROT et R. DURAND-DELACRE, 1952) du premier exemplaire ♂ de *Phlebotomus larrouseï*, exemplaire conforme au dessin de R. NEWSTEAD.

IDENTIFICATION.

Au demeurant, l'identification de *Phlebotomus mascittii* n'offre aucune difficulté particulière.

La femelle possède des spermathèques à réservoir cylindrique strié (1), débouchant dans un conduit dilaté dans sa partie proximale (fig. 49).

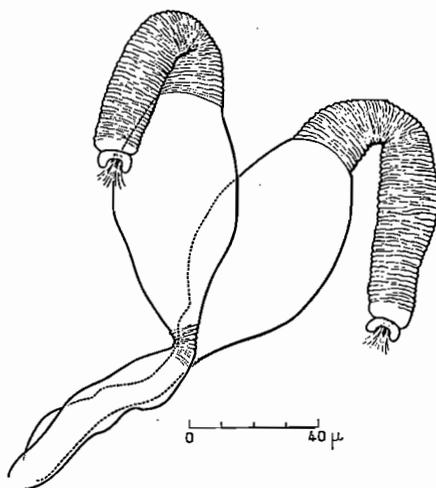


FIG. 49. — *Phlebotomus mascittii* Grassi ♀. Spermathèques. Noter l'absence de col, l'aspect crénelé du réservoir et la dilatation moyenne précédant le conduit proprement dit.

Par ses genitalia, le mâle de *Phlebotomus mascittii* rappelle les espèces du sous-genre *Larrousius* (groupe *major*) dont font partie *Phlebotomus perniciosus* et *Phlebotomus ariasi* (cinq longues épines sur le style). Dans ce groupe, seule la forme du pénis permet de différencier pratiquement les espèces. Chez *Phlebotomus mascittii* il est régulièrement effilé, terminé en pointe mousse et

(1) Ce caractère (réservoir incomplètement segmenté) permet de placer *Phlebotomus mascittii* dans le sous-genre *Adlerius*, aux côtés de *Phlebotomus chinensis* Newstead, 1916 (O. THEODOR, 1948).

non renflé comme chez *Phlebotomus ariasi* ou acéré et fourchu comme chez *Phlebotomus perniciosus* (fig. 51).

CHOROLOGIE.

L'aire géographique actuelle de *Phlebotomus mascittii* s'étend au nord du Bassin méditerranéen, du Proche-Orient à la France. On ne le connaît ni d'Espagne, ni d'Afrique du Nord.

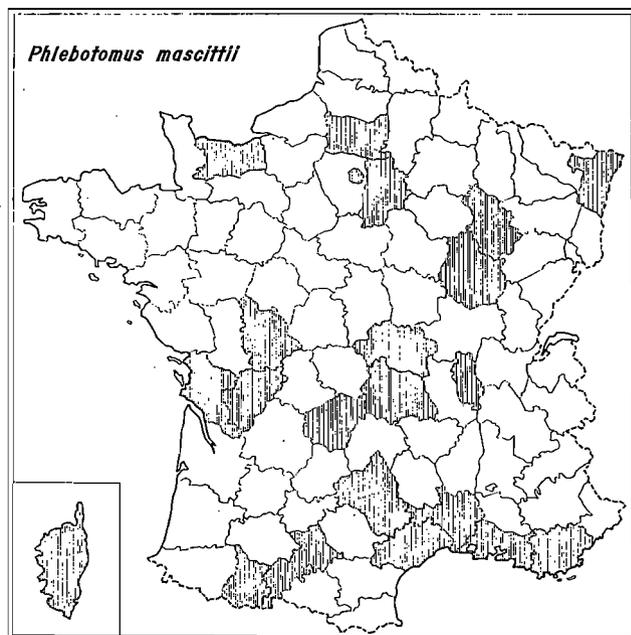


FIG. 50. — *Phlebotomus mascittii* Grassi. Répartition française. La dispersion des points de capture est en faveur d'une très vaste répartition.

1° Répartition française.

En France la dissémination des localités à l'ensemble du territoire (fig. 50) plaide en faveur d'une répartition nettement septentrionale. Nul doute qu'un inventaire plus approfondi ne fasse découvrir cette espèce dans les pays frontaliers, tels l'Allemagne, le Luxembourg ou la Belgique. Depuis 1956, *Phlebotomus mascittii* est d'ailleurs connu de Suisse. (H. GASCHEN).

Allier

Montluisant-Charmes (J. COLAS-BELCOUR et J. RAGEAU, 1956).

Aveyron

Belmont-sur-Rance (M. SICART, 1954).

Bas-Rhin

Strasbourg (J. CALLOT, 1950).

Bouches-du-Rhône

La Rose (J. RAYNAL et P. LE GAC, 1932).

Charente

Excideuil-sur-Vienne (J. COLAS-BELCOUR et J. TISSEUIL, 1936), Angoulême (R. DURAND-DELACRE, 1949).

Charente-Maritime

Courlay-sur-Mer (J. CALLOT, 1951).

Corrèze

Argentat (L. PARROT et R. DURAND-DELACRE, 1952).

Corse

Solenzara (C. TOUMANOFF et R. CHASSIGNET, 1954).

Côte-d'Or

Varennnes (P. LESNÉ, 1909 et 1912).

Gard

Roquedur-le-Bas (250 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], Esparron (600 m) [auct.].

Haute-Garonne

Mane (289 m) [auct.].

Haute-Marne

Vignory (H. FOLEY, 1923; L. PARROT et R. DURAND-DELACRE, 1952).

Hautes-Pyrénées

Capvern (J. RAYNAL et P. LE GAC, 1934).

Hauts-de-Seine

Bourg-la-Reine (M. LANGERON et V. NITZULESCU, 1931).

Hérault (fig. 35)

Saint-Pierre-de-la-Fage (626 m) [J.A. RIOUX, Y.J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], La Borie-Nouvelle (500 m), Cazillac-le-Haut (185 m), Saint-Bauzille-de-Putois (140 m), Saint-Gély-du-Fesc (95 m), Saint-Guilhem-le-Désert (89 m), Saint-Martin-de-l'Arçon (280 m), Saint-Martin-de-Londres (194 m) [auct.].

Oise

Savignies (F. LAROUSSE, 1923; M. LANGERON et V. NITZULESCU, 1931).

Puy-de-Dôme

Clermont-Ferrand (J. CALLOT, 1944).

Rhône

Lyon : Saint-Cyr-au-Mont-d'Or, Saint-Didier-au-Mont-d'Or (E. ROMAN et J. COUTERT, 1943).

Seine-et-Marne

Barbizon (G. LAVIER et A. RISTORCELLI, 1940).

Tarn

Villefranche-d'Albigeois (M. SICART, F. ESCANDE et J. RUFFIÉ, 1958).

Var

Toulon (50 m) [auct.].

Vienne

Champigny-le-Sec, Poitiers (J. RAGEAU, 1948).

2° Limite altitudinale.

Au cours de ce travail, nous avons observé *Phlebotomus mascittii* à des altitudes très diverses, depuis la région côtière (Toulon) jusqu'aux chênaies caducifoliées des étages collinéens. Dans le Gard nos captures l'indiquent à 600 mètres (Esparron); dans l'Hérault il atteint 626 m à Saint-Pierre-de-la-Fage (tabl. III). Toutefois, le nombre très faible de nos récoltes enlève à ces

TABLEAU III

Altitudes maximales des stations pour les principales espèces françaises de Phlébotomes.

	PYRÉNÉES orientales	CAROUX ESPINOUSE	AIGOUAL	LOZÈRE	ALPES
<i>Phlebotomus ariasi</i>	1415m.	620m.	920m.	820m.	1100m.
<i>Sergentomyia minuta</i>	747m.	620m.	850m.	730m.	641m.
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	640m.	440m.	600m.	.	.
<i>Phlebotomus mascittii</i>	.	620m.	600m.	.	.

altitudes limites une grande partie de leur valeur. Il est vraisemblable que cette espèce, qui atteint en France les régions du Nord et de l'Est, parvient sans difficulté à l'étage du Hêtre, tout au moins dans le « Midi » méditerranéen.

ETHOLOGIE.

Malgré le nombre des localités inventoriées, l'éthologie de *Phlebotomus mascittii* est encore mal connue. Son anthropophilie ne fait cependant aucun doute, ainsi qu'en témoignent les publications de M. C. et J. COLAS-BELCOUR (1929), de G. LAVIER et A. RISTORCELLI (1939-1940), de J. CALLOT (1950) et de C. TOUMANOFF et R. CHASSIGNET (1954). Dans cette dernière observation, assez exceptionnelle, les auteurs signalent même une très forte agressivité, manifestée en plein jour, dans un tunnel désaffecté des environs de Porto-Vecchio (Corse). L'activité diurne de cette espèce a d'ailleurs été signalée par plusieurs auteurs dont M. SICART (1954).

Pour notre part, nous ne pouvons apporter aucune contribution déterminante à la connaissance écologique de *Phlebotomus mascittii* car, en huit ans de capture, nous ne l'avons identifié que 43 fois (9 ♂ et 34 ♀). Parmi les 34 femelles du lot, 13 provenaient de chasses nocturnes à la lampe, 2 de chasses diurnes dans les fissures de murs et de rochers et 16 de chasses aux papiers

huilés; 3 étaient récoltées dans les pièges à CO₂; aucune n'était capturée sur appât humain (1).

PHLEBOTOMUS (LARROUSSIUS) PERNICIOSUS NEWSTEAD, 1911

[Bull. Ent. Res. 2 : 47]. Syn. : *P. nigerrimus* News., 1911; *P. legeri* Mansion, 1913; *P. lusitanicus* França, 1918.

Décrit de l'île de Malte par R. NEWSTEAD en 1911, *Phlebotomus perniciosus* occupe un très vaste territoire géographique englobant les régions méditerranéenne et méditerranéenne jusqu'au Sahara. A l'intérieur de cette aire il présente une certaine variabilité morphologique dont rend compte le nombre relativement important de sous-espèces ou variétés isolées par les auteurs. Ainsi ont été décrites :

Phlebotomus perniciosus nigerrimus (Newstead, 1911) (2)

Phlebotomus perniciosus legeri (Mansion, 1913) (3)

Phlebotomus lusitanicus França, 1918

Phlebotomus perniciosus var. Nitzulescu, 1930 (4)

Phlebotomus perniciosus tobbi Adler, Theodor et Lourie, 1930.

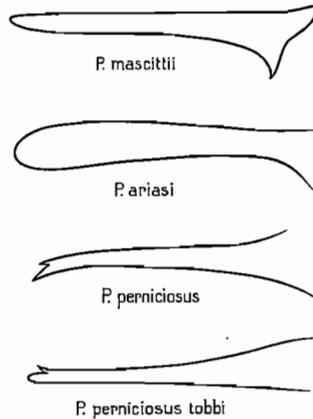


FIG. 51. — Aspect des valves péniennes chez *Phlebotomus mascittii* Grassi, *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, *Phlebotomus perniciosus* Newst. et *Phlebotomus tobbi* (Adler, Theodor et Lourie). Noter l'aspect « en battant de cloche » chez *Phlebotomus ariasi* Tonnoir et la bifurcation apicale chez *Phlebotomus perniciosus* Newst. Chez *Phlebotomus perniciosus tobbi* l'une des denticulations est large, arrondie et claire.

(1) Malgré leur caractère limité, les observations suivantes méritent d'être rapportées : sur 12 Phlébotomes femelles (11 *Phlebotomus ariasi*, 1 *Phlebotomus mascittii*) mis sous moustiquaire, en contact avec le Chien (La Borie-Nouvelle, nuit du 24 au 25 juillet 1967) seuls les 11 *Phlebotomus ariasi* sont recapturés gorgés (n° 641). Toutefois, un an plus tard (23 août 1968), sur 89 femelles placées sous moustiquaire avec un Renard, l'unique exemplaire de *Phlebotomus mascittii* présent est récupéré gorgé (n° 683).

(2) P. P. PERFILEW (1966) donne cette « variété » comme synonyme de *Phlebotomus major*.

(3) Cf. R. M. NICOLI (1952 et 1953) et M. QUILICI et R. M. NICOLI (1965).

(4) D'après T. SIMTCH et V. ZIVKOVITCH (1956) il s'agirait de *Phlebotomus perfilewii* Parrot, 1930.

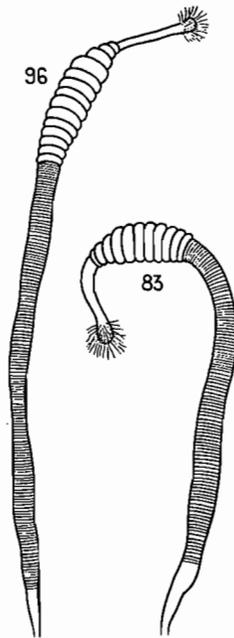


FIG. 52. — *Phlebotomus perniciosus* Newst. ♀. Spermathèques.
 Noter la striation nettement marquée et l'absence de dilatation des conduits,
 l'aspect en manchon du réservoir et l'amincissement progressif du col
 avant la tête.

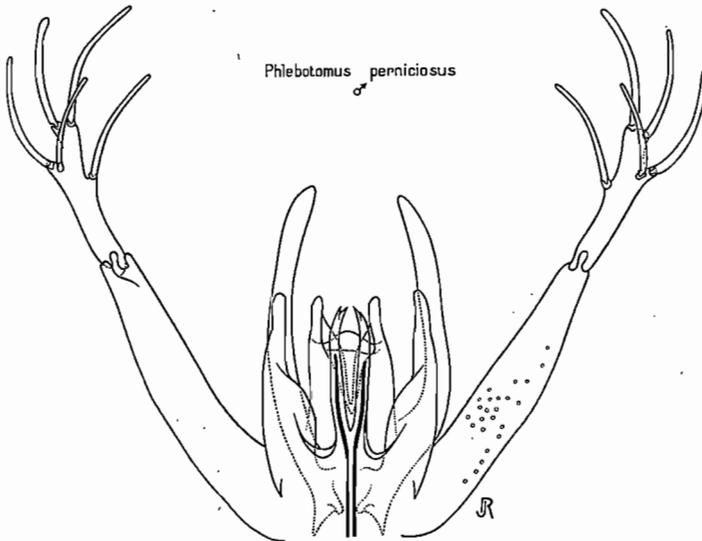


FIG. 53. — *Phlebotomus perniciosus* Newst. Hypopygium ♂ en vue ventrale.
 Cette perspective, assez insolite, met nettement en évidence le segment anal
 et ses papilles, en arrière du pénis.

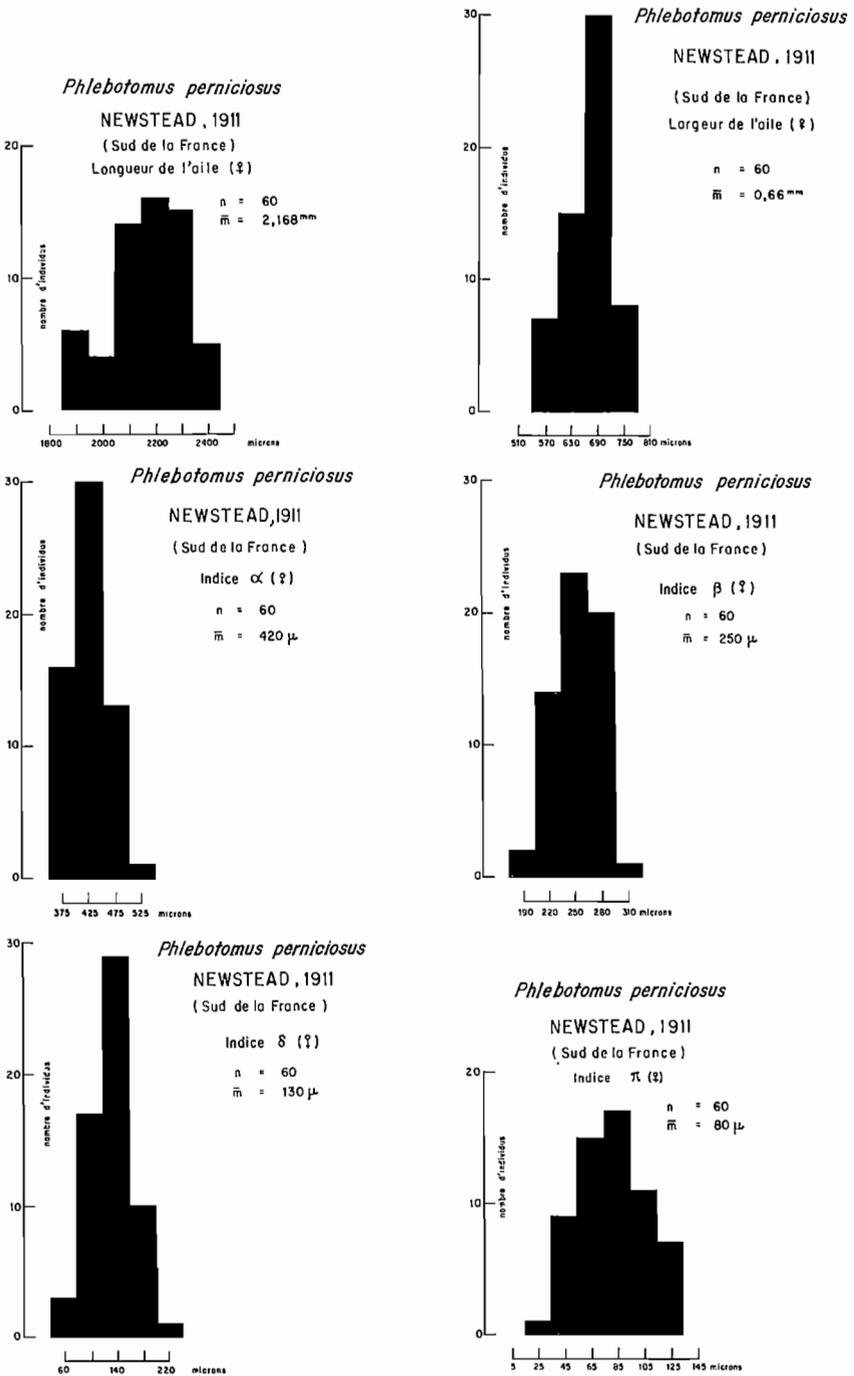


FIG. 54. — *Phlebotomus perniciosus* Newst., 1911 (sud de la France). Paramètres biométriques.

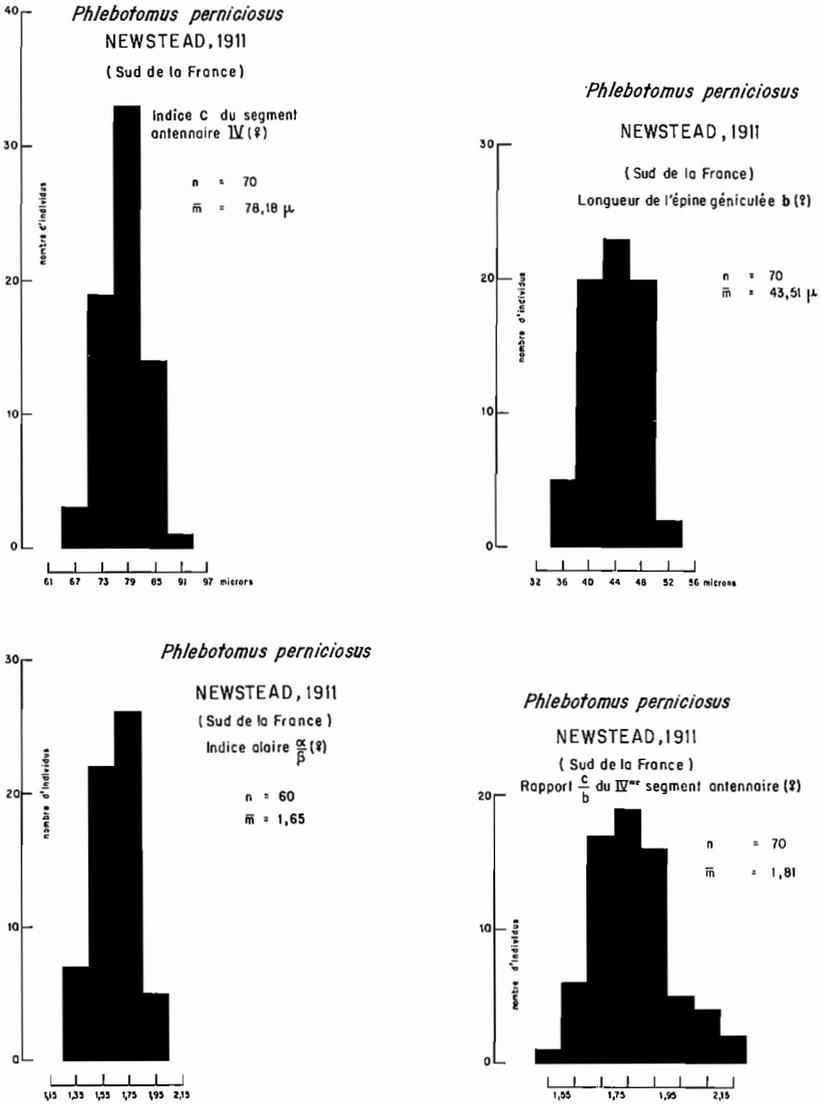


FIG. 54 bis. — *Phlebotomus perniciosus* Newst., 1911 (sud de la France). Paramètres biométriques.

Actuellement seule la sous-espèce *tobbi* (1), dont l'identification repose sur l'étude des caractères péniens, peut être séparée sans le secours de critères statistiques.

(1) Il s'agit vraisemblablement d'une espèce distincte : *Phlebotomus tobbi* (Adler, Theodor et Lourie, 1930).

IDENTIFICATION.

La détermination spécifique de *Phlebotomus perniciosus* ne présente que peu de difficultés à la condition, pour les exemplaires femelles, d'utiliser un milieu de montage adéquat ou de colorer l'insecte à la fuchsine.

A l'instar de *Phlebotomus ariasi*, *Phlebotomus perniciosus* possède une spermathèque à col long et grêle et à réservoir crénelé dont la structure fine permet déjà une certaine orientation (cf. *Phlebotomus ariasi*). La certitude diagnostique est apportée, en fait, par l'examen des conduits spermatiques qui, dans cette espèce, ne présentent pas de dilatation fusiforme (1) et sont régulièrement striés sur toute leur longueur (fig. 52). Quant aux critères extérieurs (ailes, pattes), leur valeur sera discutée plus loin à propos de *Phlebotomus ariasi* (cf. p. 90).

Le mâle se reconnaît à la forme des valves péniennes, bifurquées à l'extrémité (fig. 51 et 53) et non régulièrement effilées et simples comme chez *Phlebotomus mascittii* ou renflées en battant de cloche comme chez *Phlebotomus ariasi*. Quant à la sous-espèce *tobbi*, elle se distingue également par la structure très caractéristique des valves copulatrices. L'un des deux appendices distaux de la fourche se présente sous la forme non pas d'une épine acérée, comme chez la sous-espèce typique, mais d'une large protubérance transparente, à contour ovalaire, située dans l'axe longitudinal du pénis (fig. 51). Cette sous-espèce, méditerranéo-orientale, est connue d'Iran, de Yougoslavie et de Russie. Elle a été signalée en France par M. SICART [Champagne-sur-Seine, 1939 (2)].

Paramètres biométriques ♀ (3).

Epipharynx : 0,31 ± 0,01, Antenne, A3 : 0,275 ± 0,006; A4 : 0,114 ± 0,004; b : 0,044 ± 0,001; c : 0,078 ± 0,001; ascoïdes : 2/III.XV. Palpe, P1 : 0,071 ± 0,002; P2 : 0,173 ± 0,004; P3 : 0,185 ± 0,006; P4 : 0,153 ± 0,006; P5 : 0,318 ± 0,009; formule palpale : 1, 4, 2, 3, 5. Aile, L : 2,17 ± 0,03; l : 0,66 ± 0,01; α : 0,42 ± 0,01; β : 0,25 ± 0,01; δ : 0,13 ± 0,01; π : 0,08 ± 0,01. Patte, fémur : 0,9 ± 0,5; tibia : 1,3 ± 0,3; tarses, T1 : 0,75 ± 0,08; T2 : 0,34 ± 0,02; T3 : 0,22 ± 0,01; T4 : 0,15 ± 0,01; T5 : 0,089 ± 0,005.

CHOROLOGIE.

1° Répartition française (fig. 55).

La répartition française de *Phlebotomus perniciosus* est assez comparable à celle de *Phlebotomus mascittii*. Comme ce dernier, il doit certainement exister dans les départements du Nord et de l'Est, où aucune station n'est connue

(1) Ce caractère (associé à la présence de cinq épines sur le style) permet de classer cette espèce dans le sous-genre *Larrousius* Nitzulescu, 1931.

(2) L'observation de M. SICART mériterait confirmation. Ainsi l'existence en Espagne de *Phlebotomus tobbi* (L. NAJERA, 1935) a été discutée et réfutée par R. HOUIN (1965).

(3) Les longueurs sont données en millimètres. Pour chaque paramètre, le nombre d'échantillons mesurés varie entre 30 et 36.

jusqu'à ce jour; sa présence dans ces régions est d'autant plus probable qu'il a été signalé de l'île de Jersey (P. J. MARETT, 1923).

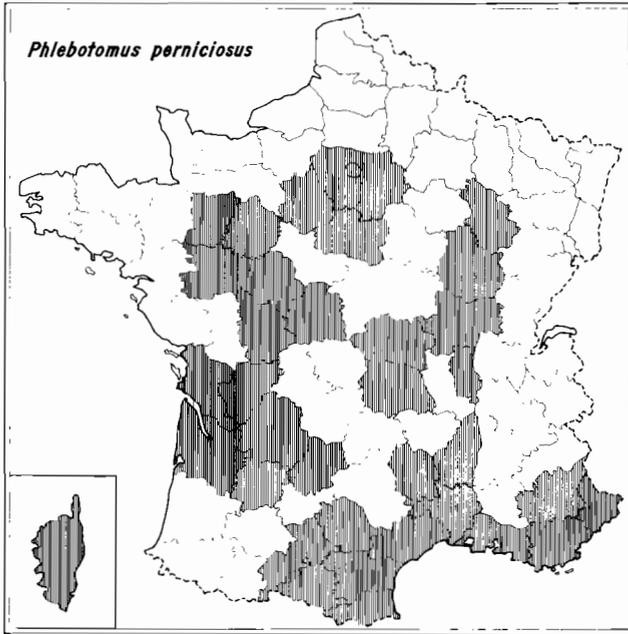


FIG. 55. — *Phlebotomus perniciosus* Newst. Répartition française.

Allier

Montluisant-Charmes (J. COLAS-BELCOUR et J. RAGEAU, 1956).

Alpes-Maritimes

Saint-Vallier-du-Thiery (R. BLANCHARD, 1909), La Théoule (P. LE GAC, H. FLOCH et R. CHASSIGNET, 1952).

Ardèche

Privas (J. CLASTRIER, 1938).

Ariège

Massat, Ussat (M. SICART, 1956).

Aude

Gléon (80 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], Durban (130 m), Paziols (135 m), Saint-Pierre (150 m), Tuchan (200 m), Villeneuveles-Corbières (160 m) [*auct.*].

Basses-Alpes

Riez (640 m), Sainte-Croix (600 m), Sainte-Maxime (640 m) [*auct.*].

Bouches-du-Rhône

Saint-Menet (E. PRINGAULT, 1920), Marseille (J. RAYNAL et P. LE GAC, 1933; R.M. NICOLI, 1953), Aix-en-Provence (E. ABONNENC, 1952; R.M. NICOLI, 1953).

Charente

Angoulême, Charras (R. DURAND-DELACRE, 1949).

Charente-Maritime

Pons (J. LEGENDRE, 1924 et 1929), La Rochelle (P. ROSSI, 1926), Courlay-sur-Mer (J. CALLOT, 1951).

Corse

Bastia (J. MANSION, 1913), Ajaccio (L. CHAMBOST et E. HOUEMER, 1947), Casanova, Noccichié, Rezza, Vallée du Cruzini (R.M. NICOLI, 1951 et 1952), Azzana (R. M. NICOLI, 1952), Lavatoggio, Prunelli-di-Fiumorbo, Sainte-Lucie-de-Moriani, Tiuccia (C. TOUMANOFF et R. CHASSIGNET, 1954).

Côte-d'Or

Dijon (F. LARROUSSE, 1925).

Dordogne

Cubjac (G. SENEVET, 1935), Montant-d'Issigeac (M. SICART, 1954).

Essonne

Brunoy (M. LANGERON et V. NITZULESCU, 1932), Etampes (G. LAVIER et A. RISTORCELLI, 1940).

Eure-et-Loir

Coulomb (J. COLAS-BELCOUR et J. TISSEUIL, 1936).

Gard

Congéniès (C. VERMEIL, 1949), Saint-Jean-du-Gard (M. SICART, 1954), Roquedur-le-Bas (250 m), Sumène (210 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], Alès (137 m), Arphy (534 m), Belle-Poêle (440 m), Chamborigaud (306 m), Crespian (100 m), La Faurette (260 m), Molières (150 m), Montmirat (70 m), Peyregrosse (534 m), Le Pradel (400 m), Roquedur-le-Haut (360 m), La Tavernole (470 m) [*auct.*].

Gironde

Bonnetan (M. BOURGAIN, 1949).

Haute-Garonne

Toulouse (A. RISTORCELLI, 1936 ; M. SICART, 1954), Barbazan (450 m), Luscan (500 m), Saint-Gaudens (404 m) [*auct.*].

Haute-Marne

Vignory (H. FOLEY, 1923 et 1924; M. LANGERON et V. NITZULESCU, 1932).

Hauts-de-Seine

Bourg-la-Reine (M. LANGERON, 1916, 1925), La Garenne (L. PARROT, 1922), Asnières (M. LANGERON et V. NITZULESCU, 1932), Issy-les-Moulineaux (J. RAGEAU, 1948).

Hérault (fig. 35)

Cessenon (52 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], Agel (90 m), Aniane (80 m), Bédarioux (198 m), Béziers (17 m), La Borie-Nouvelle (500 m), Les Camps (170 m), Caussiniojous (260 m), Cébazan (120 m), Celles (130 m), Ceyras (70 m), Colombières (300 m), Cournonterral (53 m), Gignac (53 m), Hérépian (180 m), Lacoste (160 m), Lamalou-les-Bains (186 m), Lenthéric (160 m), Les Matelles (80 m), Monthouliers (160 m), Mourèze (206 m), Pézenas (94 m), Pignan (50 m), Pinet (25 m), Pomerols (35 m), Le Poujol (140 m), Le Pradal (250 m), Puéchabon (160 m), Puisserguier (60 m), Rosis (700 m), Roujan (121 m), Saint-Aunès (125 m), Saint-Bauzille-de-Putois (137 m), Saint-Chinian (100 m), Saint-Etienne-d'Estréchoux (280 m), Saint-Gély-du-Fesc (130 m), Saint-Gervais-sur-Mare (300 m), Saint-Jean-de-Cuculles (120 m), Saint-Martin-de-l'Arçon (280 m), Saint-Vincent-de-Barbeyrargues (143 m), Sénas (228 m), Le Tourel (440 m) [*auct.*].

TABLEAU IV
Phlebotomus ariasi Tonnoir ♀ et ♂ : paramètres biométriques.

♀						♂						
	AUCT.	L. PARROT (1933)	J. RAYNAL et P. LE GAC (1933)	J. RAYNAL et P. LE GAC (1934)	R. ZARIQUIEV ALVAREZ (1937)	A. BAUDRIMONT (1943)	AUCT.	L. PARROT (1933)	A. TONNOIR (1921)	V. NITZULESCU (1930)	A. BAUDRIMONT (1943)	
Origine géographique	"Midi" Méditerranéen	Dordogne	Hautes-Pyrénées	Hautes-Pyrénées	Catalogne espagnole	Hautes-Pyrénées	"Midi" Méditerranéen	Dordogne	Catalogne espagnole	Alpes-Maritimes	Hautes-Pyrénées	
Nombre d'exemplaires	Voir après chaque mesure	1	3	5	6	Voir après chaque mesure	Voir après chaque mesure	1	1	2	4	
$\frac{AIII}{E}$	0,91 (48 éch)	0,9	0,89	"	0,91	"	"	1,27	1,26	1,4	"	
$\frac{AIII}{AIV + AV}$	AIII > AIV + AV 30 éch.	AIII > AIV + AV	AIII > AIV + AV	AIII > AIV + AV	AIII > AIV + AV	"	"	AIII > AIV + AV	AIII > AIV + AV	AIII > AIV + AV	"	
Ascoïdes (épines géniculées)	$\frac{2}{III - XV}$ (45 éch.)	$\frac{2}{III - XV}$	$\frac{2}{III - XV}$	$\frac{2}{III - XV}$	"	"	$\frac{2}{III - VIII IX - XV}$ $\frac{1}{IX - XV}$ (24 éch)	$\frac{2}{III - VIII IX - XV}$ $\frac{1}{IX - XV}$	$\frac{2}{III - VIII IX - XV}$ $\frac{1}{IX - XV}$	$\frac{2}{III - VIII IX - XV}$ $\frac{1}{IX - XV}$	$\frac{2}{III - VIII IX - XV}$ $\frac{1}{IX - XV}$	
PALPES	P ₁	1 (34 éch)	1	1	"	1	I (6 éch)	"	1	"	1	
	P ₄	3 (34 éch)	4	4,1	"	3,1	3,4 (6 éch)	"	3,4	"	2,5	
	P ₂	3,5 (34 éch)	4,1	5,4	"	3,5	4,1 (6 éch)	"	3,5	"	2,7	
	P ₃	3,7 (34 éch)	5	5,4	"	3,6	4,1 (6 éch)	"	4	"	3	
	P ₅	7 (34 éch)	11	13,4	"	"	9,2 (6 éch)	"	9,2	"	6,4	
AILES	L	2,78 (100 éch)	2,77	2,86	2,11 à 2,86	2,64	2,88 (7 éch)	2,23 (47 éch)	2,16	2,32	2,15	2,40
	l	0,89 (100 éch)	0,87	0,90	0,74 à 1	0,83	0,87 (7 éch)	0,70 (48 éch)	0,61	0,64	0,60	0,64
	α	0,67 (100 éch)	"	0,67	"	0,68	0,69 (7 éch)	0,52 (47 éch)	"	0,55	0,45	0,50
	β	0,33 (100 éch)	"	0,39	"	0,36	0,34 (7 éch)	0,27 (48 éch)	"	0,29	0,28	0,30
	δ	0,22 (100 éch)	0,31	0,22	"	0,24	"	0,16 (48 éch)	0,16	0,18	0,13	"
	π	0,03 (100 éch)	"	"	"	"	"	0,04 (48 éch)	"	"	"	"
	γ	"	"	0,46	"	"	"	"	"	0,31	0,30	"
	$\frac{\alpha}{\beta}$	2,01 (100 éch)	2	1,7	2 à 2,2	1,9	2,04 (7 éch)	1,9 (47 éch)	1,9	1,8	1,7	1,63

Indre

Argenton-sur-Creuse (L. PARROT, 1936).

Indre-et-Loire

Richelieu (V. NITZULESCU et R.P. DOLLFUS, 1934).

Loiret

Jargeau (G. LAVIER, 1935), Malesherbes (G. LAVIER, 1937).

Lot

Luzech (G. SENEVET, 1935).

Lot-et-Garonne

Xaintrailles (150 m) [R. HOUIN et J. C. BEAUCOURNU, 1966].

Lozère

Marvejols (M. BOURGAIN, 1958).

Maine-et-Loire

Saint-Rémy-la-Varenne (M. LANGERON et V. NITZULESCU, 1932), Montigné-les-Rairies (R. HOUIN et J. C. BEAUCOURNU, 1966).

Mayenne

Mayenne (M. LANGERON et V. NITZULESCU, 1932), Bouère (70 m), Soulgé-le-Bruant (70 m) (R. HOUIN et J. C. BEAUCOURNU, 1966).

Puy-de-Dôme

Clermont-Ferrand (C. FRANÇA et E. ROUBAUD, 1921; J. CALLOT, 1944).

Pyrénées-Orientales

Banyuls-sur-Mer (F. LARROUSSE, 1925), Vernet-les-Bains (M. LANGERON et V. NITZULESCU, 1932), Ermitage Saint-Ferréols (300 m), Estagel (160 m), Marquixanes (272 m), Millas (100 m), Olette (613 m), Rodes (165 m), Taillet (640 m), Tautavel (120 m), Villefranche-de-Conflent (427 m) [auct.].

Rhône

Saint-Cyr-au-Mont-d'Or (M. LANGERON, 1912; E. ROMAN et J. COUDERT, 1943), Bron-Village (J. MANSION, 1920), Lyon, Saint-Didier-au-Mont-d'Or (E. ROMAN et J. COUDERT, 1943).

Saône-et-Loire

Mâcon (P. ROSSI, 1935).

Sarthe

Juigné-sur-Sarthe (70 m) [R. HOUIN et J.C. BEAUCOURNU, 1966].

Seine-et-Marne

Provins (P. LE GAC, 1936; J. COLAS-BELCOUR et C. ROMANA, 1939), Melun (A. RISTORCELLI, 1939), Champagne-sur-Seine (M. SICART, 1954).

Tarn

Localité non citée (M. SICART, 1958).

Val-d'Oise

Pontoise (G. LAVIER et A. RISTORCELLI, 1940).

Var

Callian (M. LANGERON et V. NITZULESCU, 1932), Saint-Raphaël (P. LE GAC, 1936; J. COLAS-BELCOUR et E. ABONNENC, 1948), Toulon (F. LE CHUITON, P. LE GAC et J. PENNEAC'H, 1937), Les Darboussèdes (M. BOURGAIN, 1945).

Vienne

Champigny-le-Sec, Poitiers (J. RAGEAU, 1948).



FIG. 56. — *Phlebotomus perniciosus* Newst. Répartition espagnole.

2° Limite altitudinale (tabl. III).

Paradoxalement, pour une espèce à vaste répartition géographique, *Phlebotomus perniciosus* ne semble pas s'élever en altitude, tout au moins dans nos régions. Ainsi, dans le Massif du Caroux, nos captures ne signalent jusqu'à 440 m seulement (1), alors que *Phlebotomus ariasi* et *Sergentomyia minuta* atteignent 620 m. Dans le Massif de l'Aigoual, il ne dépasse pas 600 m contre 850 m pour *Sergentomyia minuta* et 920 m pour *Phlebotomus ariasi*. Dans les Pyrénées-Orientales, il n'est plus observé au-delà de 640 m alors que *Sergentomyia minuta* remonte à 747 m et *Phlebotomus ariasi* à 1 415 m.

ETHOLOGIE.

L'éthologie de *Phlebotomus perniciosus* a fait l'objet de nombreuses publications tant en Europe qu'en Afrique du Nord.

La plupart d'entre elles insistent sur trois points essentiels : l'endophilie, la zoophilie et l'évolution diphasique.

1° L'endophilie, propriété fondamentale de cette espèce, est illustrée par les captures de nombreux auteurs. Ainsi, à Marseille, J. RAYNAL et P. LE GAC obtiennent un fort pourcentage de *Phlebotomus perniciosus* à l'intérieur des maisons d'habitation, des écuries et des clapiers (1933) :

<i>Phlebotomus perniciosus</i>	293 ♂ et 292 ♀
<i>Phlebotomus papatasi</i>	11 ♂ et 5 ♀
<i>Phlebotomus mascittii</i>	1 ♀

De même pour J. RAGEAU à Poitiers et Champigny-le-Sec (1948) :

<i>Phlebotomus perniciosus</i>	50 ♂ et 51 ♀
<i>Phlebotomus ariasi</i>	2 ♂
<i>Phlebotomus mascittii</i>	2 ♂

(1) Ces altitudes n'ont évidemment aucun caractère absolu. Elles indiquent simplement le décalage relatif des trois espèces.

Notre expérience confirme indirectement ces observations : en 27 séances de chasse nocturne à l'extérieur, sur appât humain, nous n'avons capturé que trois exemplaires de *Phlebotomus perniciosus* [1 à Riez (Basses-Alpes); alt. 641 m); 2 à Carpenose (Ligurie italienne; alt. 300 m)]. Moins sélective, la chasse nocturne à la lampe donne cependant des résultats dans l'ensemble assez comparables. Ainsi dans les cinq premières observations (n° 11, 12, 27, 151 et 201) du tableau XX, *Phlebotomus ariasi* ♀ domine massivement *Phlebotomus perniciosus* ♀.

Toutefois, au cours de la journée, *Phlebotomus perniciosus* semble « gîter habituellement hors des habitations humaines » (J. RAYNAL et P. LE GAC, 1933); ce qui revient à dire que son comportement endophile s'exprime surtout à l'occasion du repas sanguin, à l'inverse de *Phlebotomus papatasi* dont les lieux d'alimentation sont aussi les lieux de repos.

2° La *zoophilie*, autre caractère de *Phlebotomus perniciosus*, se manifeste à l'égard de nombreux mammifères, en particulier du Chien qui, d'après L. PARROT et A. DONATIEN, semble être préféré à l'Homme. Au Portugal J. FRAGA DE AZEVEDO (1948) a obtenu les résultats suivants par la technique des précipitines :

Bœuf	21 %
Chien	6,2 %
Oiseaux	2,2 %
Cheval	1,9 %
Homme	1,2 %
Porc	0,5 %
Indéterminé	67 %

En ce qui concerne le « Midi » méditerranéen nos captures de *Phlebotomus perniciosus* sont trop peu nombreuses (cf. p. 12) pour permettre une interprétation correcte des faits. Toutefois, il est important de souligner sa très faible attirance pour l'Homme ou le Chien. Ainsi, au cours de nos chasses nocturnes à l'extérieur et à l'intérieur des habitations, nous n'avons que rarement capturé cette espèce, contrairement à *Phlebotomus ariasi* (cf. comportement trophique de *Phlebotomus ariasi*).

3° L'évolution *diphase*, signalée en Sicile (S. ADLER et O. THEODOR, 1931), en Algérie (L. PARROT, A. DONATIEN et F. LESTOQUARD, 1933) et en Russie (P.A. PETRISHCHEVA, 1962) correspondrait à deux « vagues » d'éclosion. La première, verno-estivale relativement discrète, serait formée par des imagos provenant des pontes d'automne, c'est-à-dire des larves ou des nymphes ayant passé l'hiver en diapause. La vague d'automne, beaucoup plus importante, proviendrait des larves issues de la génération précédente. L'intervalle entre les deux vagues représenterait assez fidèlement le temps d'évolution de la génération d'été, temps établi d'ailleurs expérimentalement par L. PARROT, A. DONATIEN et F. LESTOQUARD en 1933 (134 à 216 jours à 22°-24°).

Or, dans le sud de la France, *Phlebotomus perniciosus* n'évolue pas suivant un tel schéma. La méthode des papiers huilés ne montre en effet qu'un seul maximum (fig. 57 et 73), situé au cœur de la saison chaude (15 juillet-15 août). Quelle explication donner ? N'y aurait-il pas dans nos régions plus septentrionales, une seule « grande » génération par an, autrement dit, les adultes obser-

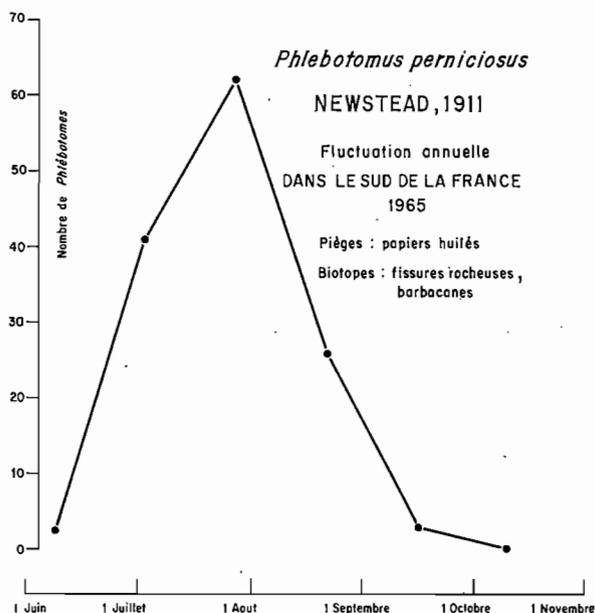


FIG. 57. — En France, *Phlebotomus perniciosus* Newst. évolue selon le type monophasique (comparer avec la courbe bimodale de la fig. 74).

vés seraient-ils pour la plupart issus de larves ayant passé l'hiver en semi-hibernation ? C'est fort probable. Toutefois, en raison de l'étalement de la période d'activité imaginale, il n'est pas impossible qu'une faible fraction des adultes éclos en fin de saison provienne des pontes de printemps (1). A ce titre, la durée de cette période d'activité mériterait d'être précisée. Pour l'instant nous savons qu'elle s'étend au moins de juin à septembre (2), ainsi qu'en témoignent les résultats des piégeages systématiques effectués en 1965 dans les massifs Lozère-Cévennes-Montagne Noire-Espinoise (fig. 73).

PHLEBOTOMUS (LARROUSSIUS) ARIASI TONNOIR, 1921

[Ann. Soc. Ent. Belgique, 61 : 53]

En 1921, A. TONNOIR recevait du Docteur ARIAS de Barcelone un lot de Phlébotomes contenant, outre *Phlebotomus perniciosus* et *Sergentomyia minuta*, un exemplaire mâle différant nettement des espèces connues jusqu'alors. Il le décrivait sous le binôme de *Phlebotomus ariasi* en insistant sur un caractère fondamental : la forme en massue des valves péniennes. Plus tard, V. NITZU-

(1) En tous cas, le type de courbe obtenu dans le « Midi » n'est pas lié à la méthode de piégeage car, en Tunisie, la même technique, utilisée par les mêmes chercheurs (1966), met bien en évidence les deux maximums classiques, le premier verno-estival le second automnal (fig. 74).

(2) A Malte la période d'activité imaginale débute en mai pour se terminer en novembre (S. ADLER et O. THEODOR). Au Portugal elle s'étendrait d'avril à novembre (A. W. GOMES TIXEIRA).

LESCU le signalait de France (Alpes-Maritimes, 1930); L. PARROT (1936) le retrouvait en Algérie (1), J. GAUD au Maroc (1947), M.T. DE MEIRA et T.G. FERREIRA au Portugal (1944). Récemment, nous avons pu démontrer son existence en Italie ligurienne (2) (J.A. RIOUX, M. COLUZZI, O. BAIN et J.P. BAUDOY, 1964) et en Tunisie (3) (H. CROSET, J.A. RIOUX, B. JUMINER et S. TOUR, 1966).

IDENTIFICATION

Phlebotomus ariasi ♀, morphologiquement très voisin de *Phlebotomus perniciosus* (4), s'en distingue cependant par les caractères de la spermathèque. Ces différences, dont la mise en évidence présente parfois quelques difficultés, portent d'une part sur la forme de la vésicule et du col, d'autre part sur celle du conduit (fig. 37 et 58).

1° C'est à V. NITZULESCU (1930) que l'on doit la découverte du premier caractère différentiel, à savoir la forme générale du réservoir, en « manchon » avec col court et trapu chez *Phlebotomus ariasi*, en « navette » avec col long et grêle chez *Phlebotomus perniciosus*.

Dans son travail sur les Phlébotomes de la Costa-Brava, R. ZARIQUIEY (1937) reprend ces caractères en insistant plus particulièrement sur la forme et la taille du col et de la tête : « chez ariasi la longueur du cou égale la longueur maximum du corps... chez ariasi la tête est petite, pas plus large que le cou, sans qu'elle en soit nettement séparée; chez perniciosus la tête est sphérique, plus large que le cou dont elle est nettement séparée ».

2° En 1933, J. RAYNAL et P. LE GAC signalent à leur tour un nouveau et très important critère d'identification, la présence chez *Phlebotomus ariasi* d'un renflement fusiforme, occupant la moitié distale des conduits. Ce renflement, très finement plissé dans le sens longitudinal (fig. 58), s'ouvre directement dans l'atrium génital par un orifice dont le diamètre varie suivant les procédés de montage (5). La valeur systématique de ce caractère a été confirmée par plusieurs auteurs (L. NAJERA, 1936; R. ZARIQUIEY, 1937). Il a été repris en 1956 dans la clé dichotomique de J. RAGEAU et J. COLAS-BELCOUR.

Au demeurant, si la spermathèque permet de séparer sans ambiguïté *Phlebotomus ariasi* de *Phlebotomus perniciosus*, encore faut-il pouvoir l'observer de façon constante. Malheureusement, dans certains cas (exemplaires trop longtemps laissés sur les papiers huilés, montage à l'alcool polyvinylique trop ancien), les contours de cet organe peuvent être partiellement ou totalement

(1) En Algérie, *Phlebotomus ariasi* s'étend depuis la bordure du Sahara au Sud jusqu'à la côte méditerranéenne au Nord (L. PARROT et J. CLASTRIER, 1939).

(2) Remarquons que cette dernière localisation (vallée de la Nervia et de l'Argentino), correspond fidèlement, sur les plans écologique et bioclimatique, aux stations françaises des Cévennes méridionales, où abonde *Phlebotomus ariasi*. Il s'agit en effet de vallées boisées, encaissées et humides, d'altitude moyenne (maquis à *Quercus ilex*, *Erica arborea* et *Arbutus unedo* sur schistes : altitude 400 à 800 m).

(3) En Tunisie, on l'observe dans les massifs boisés de Kroumirie (*Quercus suber* et *Quercus mirbeckii*). Dans le sud (région de Gafsa), il semble relayé par l'espèce affine *Phlebotomus chadlii* Rioux, Juminer et Gibily, 1966.

(4) Comme lui, *Phlebotomus ariasi* fait d'ailleurs partie du sous-genre *Larrousius* Nitzulescu, 1931.

(5) Le canal distal qui, d'après certains auteurs, prolongeait la dilatation fusiforme, est un artefact de préparation.

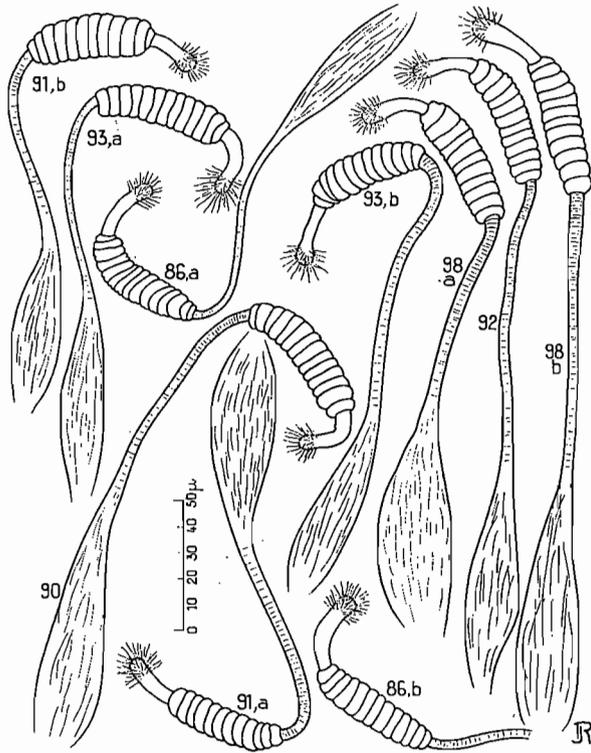


FIG. 58. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Spermathèques. La dilatation fusiforme du segment distal du conduit est visible sur la plupart des spécimens.

estompés. Pour pallier ces défaillances nous avons donc cherché d'autres critères d'identification (fig. 59, 60 et 62) en nous adressant en particulier aux paramètres biométriques (ailes : α , β , α/β , δ , π , L, l; palpes; c/b; pattes) :

La valeur de ces différents caractères a été étudiée statistiquement sur 100 exemplaires ♀ de *Phlebotomus ariasi* et sur 60 exemplaires de *Phlebotomus perniciosus* choisis au hasard dans nos collections (fig. 54, 54 bis, 62 et 62 bis).

La comparaison des variances et des moyennes respectives a permis tout

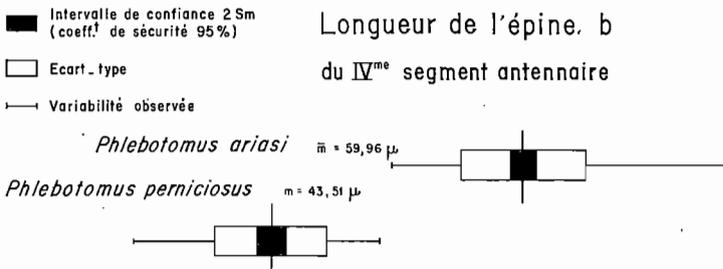


FIG. 59. — La longueur de l'épine b du IV^e segment antennaire. constitué, dans le cas *ariasi-perniciosus*, un bon critère d'identification.

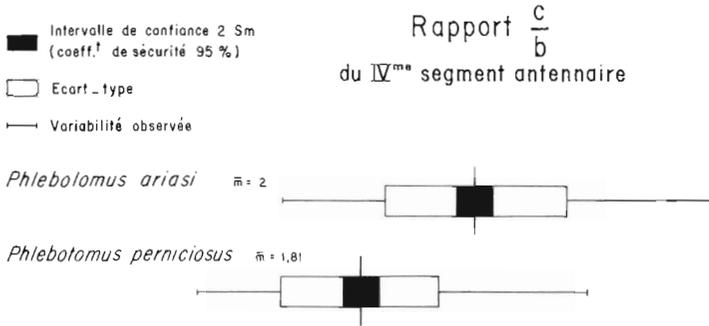


FIG. 60. — A l'inverse du paramètre b le rapport c/b offre beaucoup moins de sécurité.

d'abord de confirmer la nette dualité des deux espèces (tabl. V). Par contre, le calcul des intervalles de confiance à la moyenne (coefficient de sécurité 95 % et 99 %) a montré que :

a) Les indices α , β , α/β , δ , π , l et c/b ne permettent pas l'identification d'un spécimen pris au hasard (fig. 60).

b) En acceptant le risque d'erreur à 5 % (mais non à 1 %) les indices L et b sont utilisables. Seul l'indice c, dont la mesure est toutefois difficile, est utilisable avec une sécurité de 99 % (fig. 59).

Quant au mâle de *Phlebotomus ariasi*, il s'identifie aisément grâce au renflement en « battant de cloche » des valves péniennes (fig. 61). En Europe (1),

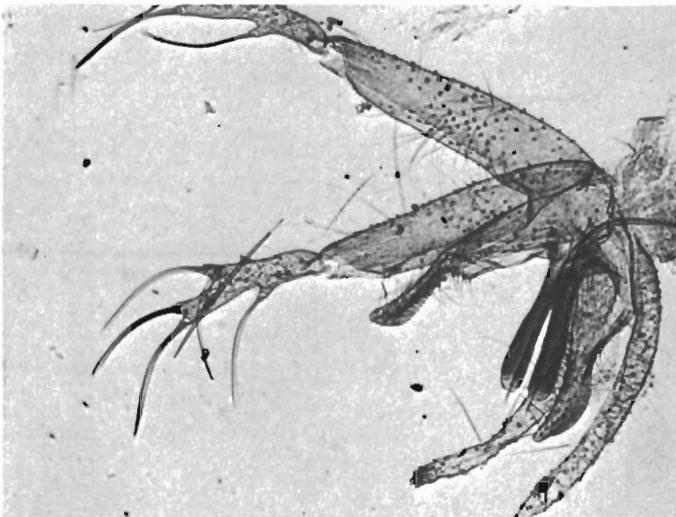


FIG. 61. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Hypopygium ♂. Noter l'aspect en « battant de cloche » des valves péniennes.

(1) Rappelons qu'en Tunisie *Phlebotomus chadlii* mâle (fig. 63, B) présente de grandes analogies avec *Phlebotomus ariasi* (fig. 63, A).

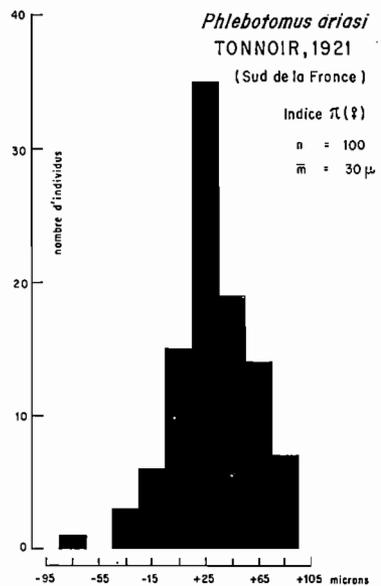
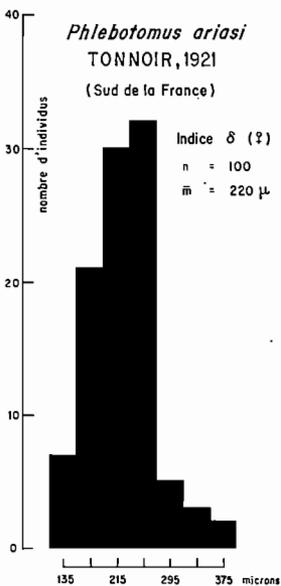
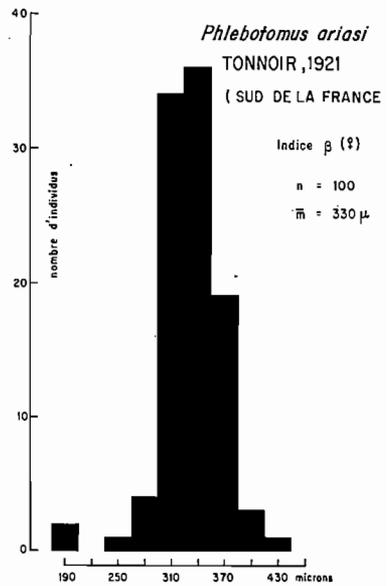
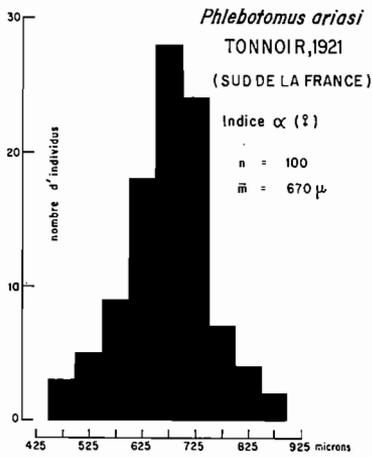
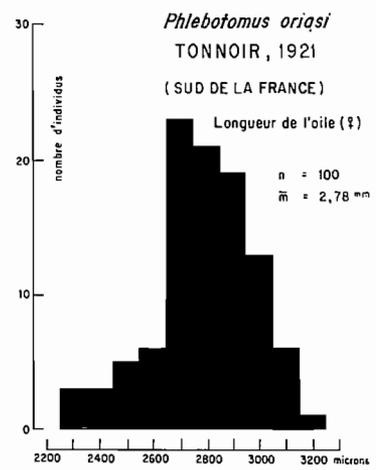
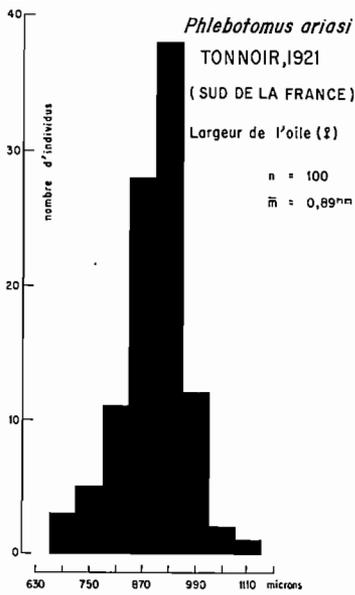


FIG. 62. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir (sud de la France). Paramètres alaires.

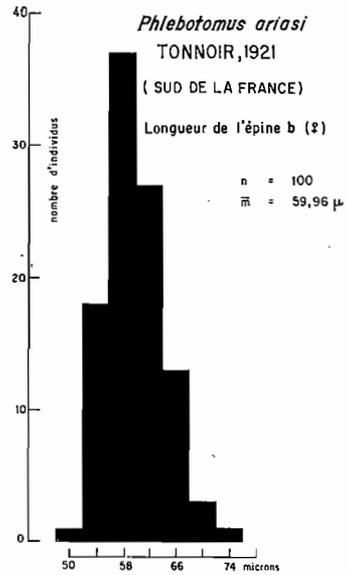
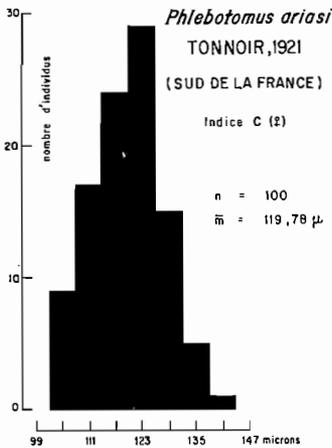
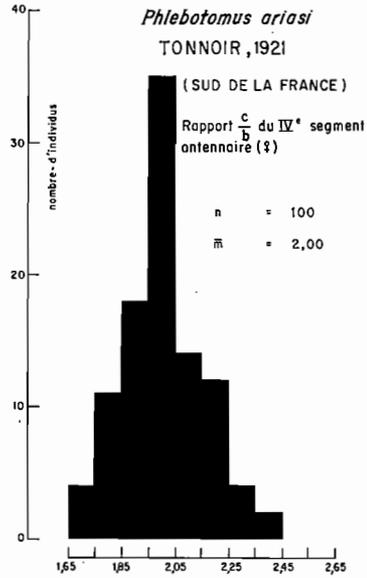
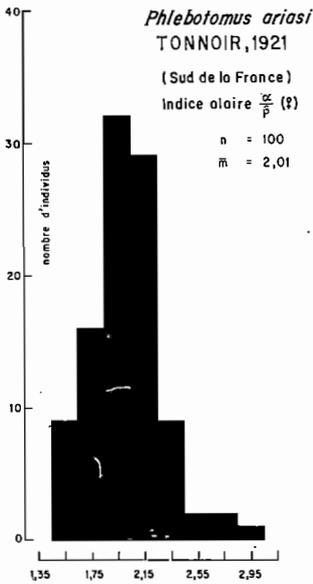


FIG. 62 bis. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir (sud de la France). Paramètres biométriques (aile et palpe).

seul *Phlebotomus major* présente avec lui quelques analogies. Cependant chez cette espèce le pénis est beaucoup plus long et grêle (en forme de « baguette de tambour »).

TABLEAU V

Comparaison des principaux paramètres biométriques chez les femelles de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir et *Phlebotomus perniciosus* Newst.

	<i>Phlebotomus ariasi</i> ♀					<i>Phlebotomus perniciosus</i> ♀					Comparaisons	
	Effectifs n_a	Moyennes \bar{m}_a	Variances σ_a^2	Ecart-types σ_a	Intervalles de confiance (à 95 %)	Effectifs n_p	Moyennes \bar{m}_p	Variances σ_p^2	Ecart-types σ_p	Intervalles de confiance (à 95 %)	$\frac{\gamma a}{\gamma p}$	$\epsilon = \frac{\bar{m}_a - \bar{m}_p}{\sqrt{\frac{\gamma a}{n_a} + \frac{\gamma p}{n_p}}}$
α	100	0,67 ⁽¹⁾	0,006231	0,08	0,67 ± 0,02	60	0,42 ⁽¹⁾	0,001363	0,04	0,42 ± 0,01	4,57 (sign.)	27,11 (sign.)
β	100	0,33	0,0012	0,04	0,33 ± 0,01	60	0,25	0,000531	0,02	0,25 ± 0,01	2,23 "	17,52 "
A I L E S α/β	100	2,01	0,0708	0,27	2,0 ± 0,1	60	1,65	0,0224	0,15	1,65 ± 0,04	3,16 "	10,82 "
δ	100	0,22	0,0025	0,05	0,22 ± 0,02	60	0,13	0,00093	0,03	0,13 ± 0,01	2,73 "	14,15 "
π	100	0,03	0,00087	0,03	0,03 ± 0,01	60	0,08	0,000633	0,03	0,08 ± 0,01	1,374 non sign.	11,40 "
1	100	0,89	0,005641	0,08	0,89 ± 0,03	60	0,66	0,002523	0,05	0,66 ± 0,01	2,23 sign.	23,18 "
L	100	2,78	0,0342	0,18	2,78 ± 0,07	60	2,17	0,0176	0,13	2,17 ± 0,03	1,77 "	
A N T E N N E S c	100	119,78 ⁽²⁾	63,72	7,98	119,8 ± 1,6	70	78,18 ⁽²⁾	23,53	4,85	78,2 ± 1,2	2,71 sign.	42,19 sign.
b	100	59,96	17,28	4,16	59,9 ± 1,0	70	43,51	13,4723	3,67	43,5 ± 0,9	1,28 non sign.	27,23 "
c/b	100	2,00	0,0231	0,15	2,00 ± 0,03	70	1,81	0,0194	0,14	1,81 ± 0,03	1,19 non sign.	8,42 "

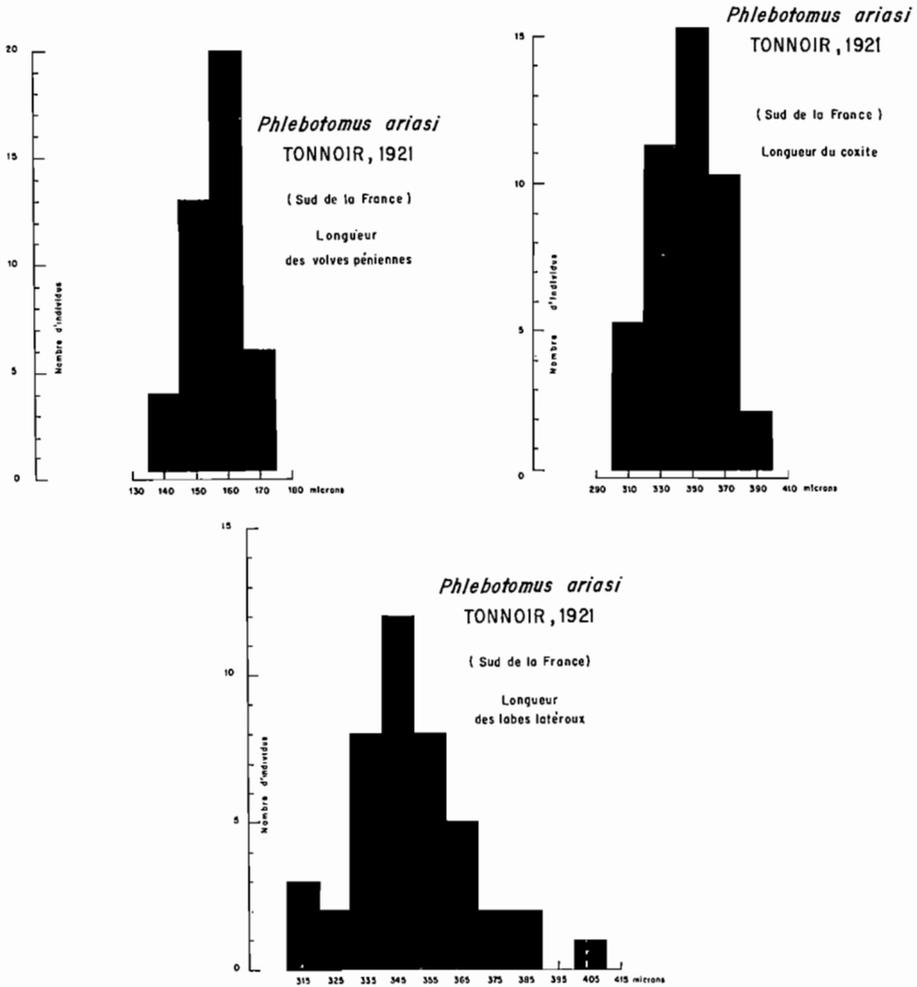


FIG. 62 ter. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir (sud de la France). Paramètres biométriques (hypopygium ♂).

Paramètres biométriques ♀ (1).

Epipharynx : $0,43 \pm 0,01$. Antenne, A3 : $0,377 \pm 0,008$; A4 : $0,161 \pm 0,006$; b : $0,006 \pm 0,001$; c : $0,12 \pm 0,02$; ascoïdes : 2/III.XV. Palpe, P1 : $0,074 \pm 0,002$; P2 : $0,222 \pm 0,016$; P3 : $0,230 \pm 0,003$; P4 : $0,188 \pm 0,025$; P5 : $0,415 \pm 0,009$; formule palpale : 1, 4, 2, 3, 5. Aile, L : $2,78 \pm 0,01$; l : $0,89 \pm 0,01$; α : $0,67 \pm 0,02$; β : $0,33 \pm 0,01$; δ : $0,22 \pm 0,02$; π : $0,03 \pm 0,01$. Patte, fémur : $0,99 \pm 0,04$; tibia : $1,88 \pm 0,06$; tarse, T1 : $1,16 \pm 0,06$; T2 : $0,46 \pm 0,02$; T3 : $0,29 \pm 0,01$; T4 : $0,22 \pm 0,01$; T5 : $0,106 \pm 0,004$.

(1) Les longueurs sont données en millimètres.

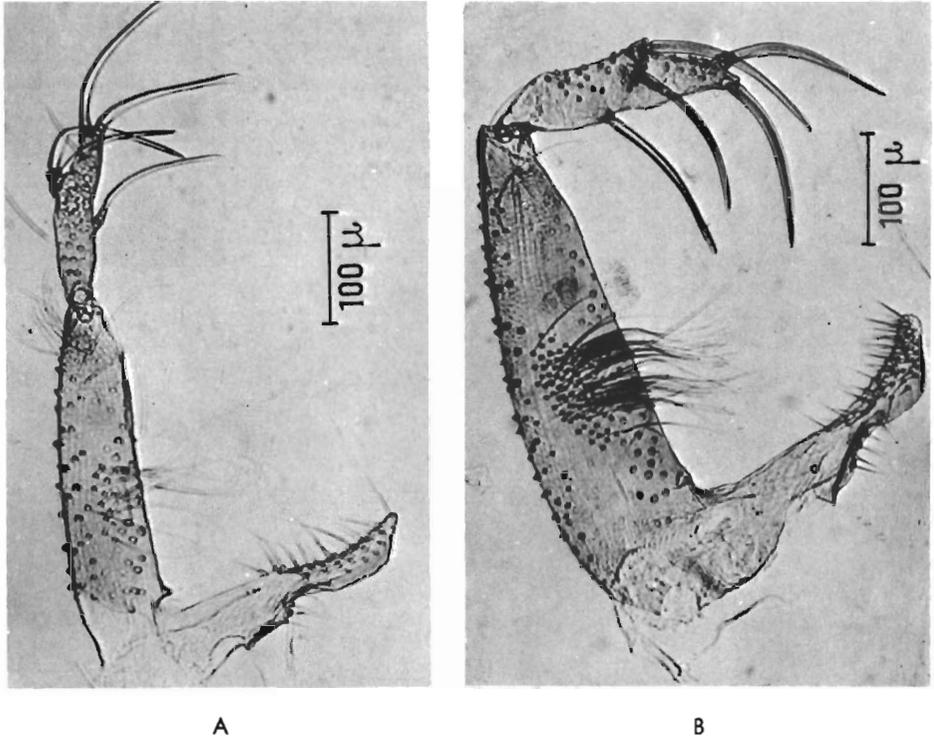


FIG. 63. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir (A) et *Phlebotomus chadlii* Rioux, Juminer et Gibily (B): style, coxite et paramère. Outre l'aspect massif des différents articles, noter l'importance de la touffe interne du coxite chez *Phlebotomus chadlii*.

MALFORMATION

Au cours de cette étude, portant sur 13 369 *Phlebotomus ariasi*, nous avons eu l'occasion d'observer un cas de gynandromorphisme chez un exemplaire récolté dans les Cévennes méridionales (Galary, Gard, 450 m, 20.VII.64, n° 183). Nous en rappelons la description (J.A. RIOUX, E. ABONNENC et J.P. BAUDOY, 1965) :

L'anomalie porte essentiellement sur l'appareil génital (fig. 65 et 66), l'échantillon ayant par ailleurs les caractères somatiques du sexe mâle (disposition des épines géniculées, hypopharynx).

1° Caractères ♂.

L'extrémité de l'abdomen se termine en un hypopygium bien développé mais comportant les anomalies suivantes :

- les *coxites*, quoique de forme normale, sont légèrement plus courts;
- le *style* droit a totalement disparu, remplacé par une forte soie. Le gauche, très anormal, court et trapu, donne insertion à 7 épines au lieu de 5;

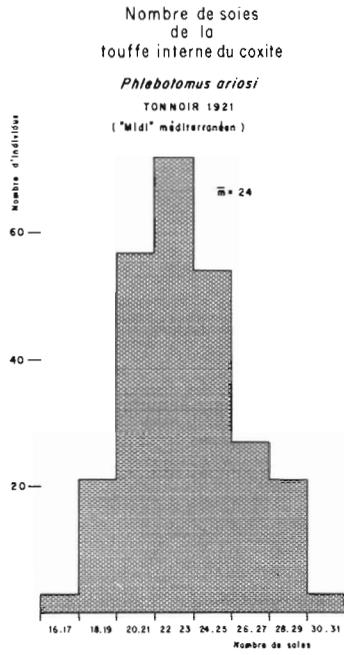


FIG. 64.

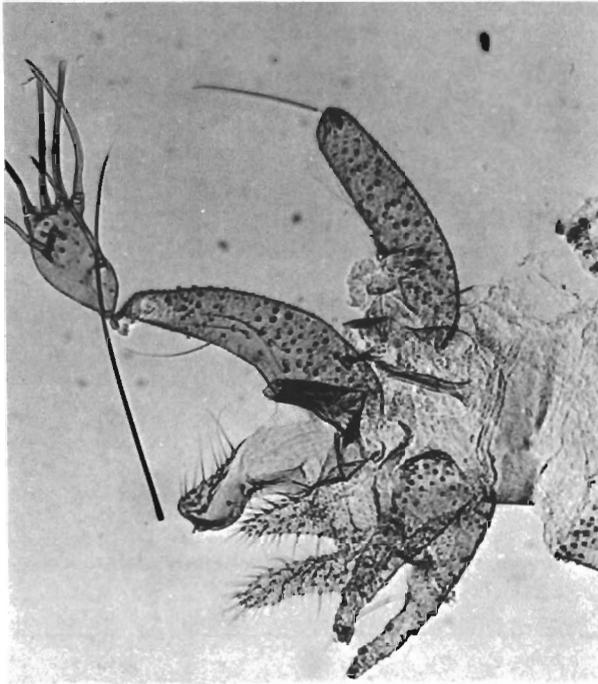


FIG. 65. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Gynandromorphe; aspect général.

- le *paramère* gauche est normalement développé tandis que le droit, atrophié, se distingue difficilement à la base du coxite correspondant;
- le *pénis*, réduit à la valve gauche, est court et comme tronqué à l'extrémité;
- les *cerques* du segment anal sont au contraire hypertrophiés, aussi bien à droite qu'à gauche;
- les *lobes latéraux*, considérablement réduits en longueur, ont approximativement la taille du segment anal;
- la *pompe génitale* offre d'importantes anomalies : les filaments ont disparu et la partie antérieure est réduite à l'état d'un court canal indifférencié.

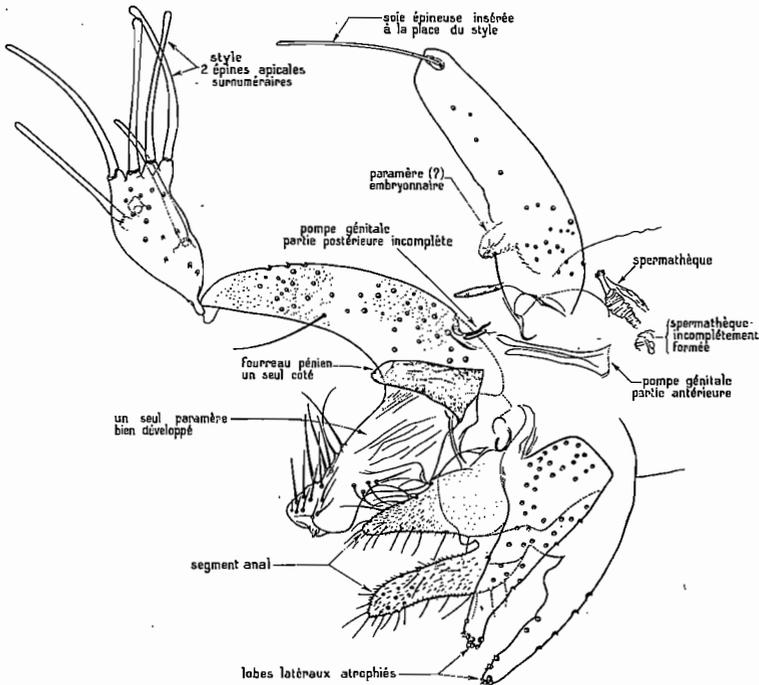


FIG. 66. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Gynandromorphe. Noter la présence de deux spermathèques anormales, la réduction du pénis et des lobes latéraux.

2° Caractères ♀.

Outre les lobes du segment anal qui simulent de véritables *cerques*, il existe deux *spermathèques*, dont l'une pourvue d'un col et d'un corps (fig. 67), l'autre réduite à une ébauche de col et à quelques segments du corps. Les conduits ne sont pas visibles.

Ce cas de gynandromorphisme (1) représente le deuxième signalé chez

(1) Cet exemplaire n'hébergeait ni Mermithidé ni Spiruridé pouvant expliquer l'anomalie (« castration parasitaire »).

un Phlébotome. Le premier, découvert par I.A. SHERLOCK (1958) dans un lot de 80 030 *Phlebotomus longipalpis* Lutz et Neiva, 1912 récoltés au Brésil, est assez semblable à celui-ci. L'exemplaire, d'aspect extérieur ♂, présentait également deux spermathèques.

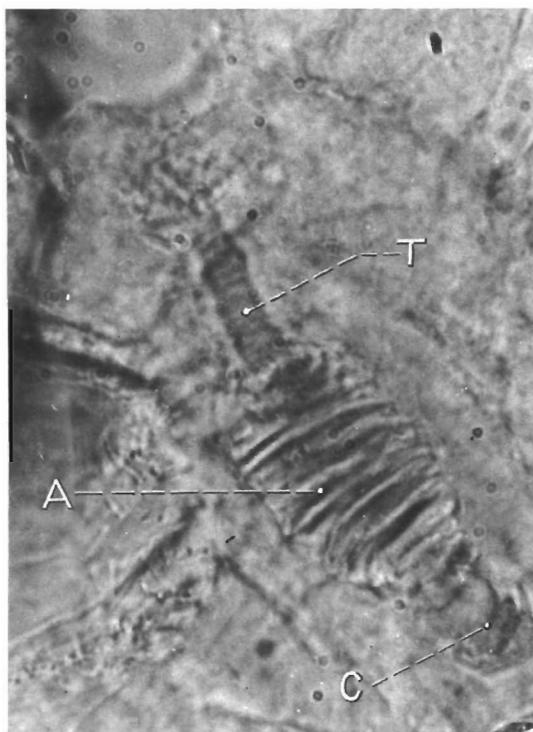


FIG. 67. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir.
Spermathèque anormale chez un exemplaire gynandromorphe
(T : col et tête; A : ampoule; C : canal).

CHOROLOGIE (fig. 68).

1° Répartition française (fig. 69).

En France, *Phlebotomus ariasi* s'étend sur l'ensemble des départements méditerranéens et remonte de part et d'autre du Massif Central, en particulier à l'Ouest où il atteint la Vienne et la Sarthe.

Alpes-Maritimes

Saint-Vallier-du-Thiery (V. NITZULESCU, 1930; M. LANGERON et V. NITZULESCU, 1932), La Théoule (P. LE GAC, H. FLOCH et R. CHASSIGNET, 1952).

Ardèche

Privas (J. CLASTRIER, 1938), Bildoire (150 m), Malarca (220 m), Sainte-Cécile-d'Andorge (320 m), Les Vans (180 m) [*auct.*].

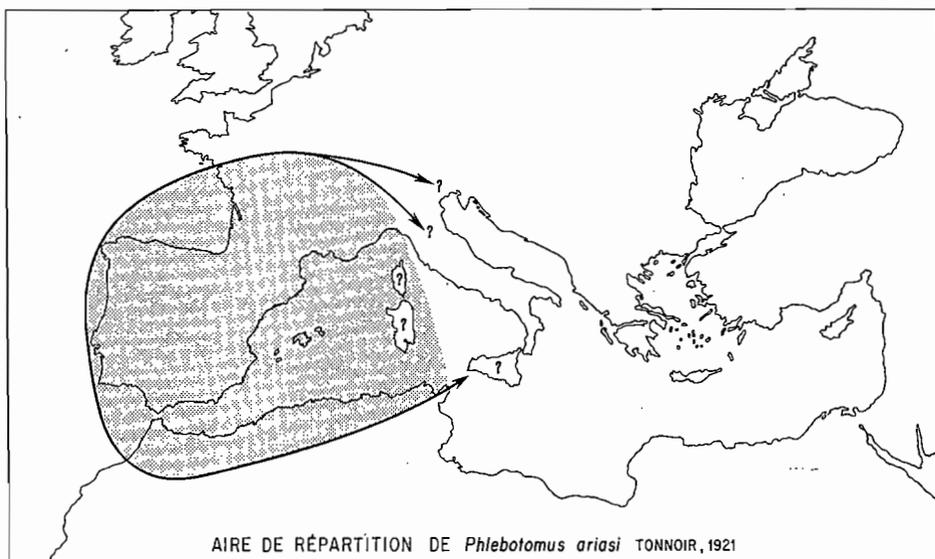


FIG. 68. — La présence de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir en Ligurie et en Tunisie laisse prévoir son existence en Corse, en Sardaigne et peut-être en Sicile.

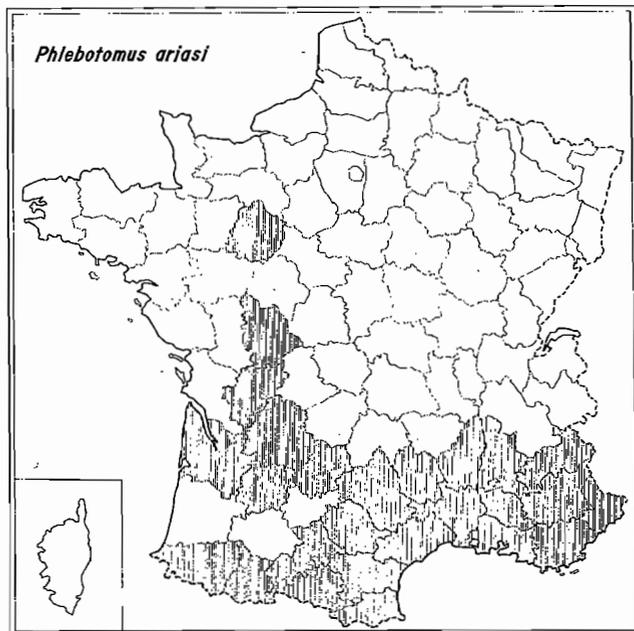


FIG. 69. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Répartition française. D'après les stations connues, cette espèce se comporte comme une « méditerranéo-atlantique ».

Ariège

Roquefixade (800 m), Tarascon-sur-Ariège (475 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], Baliard (440 m), Les Cabanes (550 m), Le Castelet (660 m), Castelnau (440 m), Castet (490 m), Caumont (350 m), Celles (425 m), Foix (420 m), Lacour (400 m), Luzenac (600 m), Manat (600 m), Prat (950 m), Saint-Girons (430 m), Ussat-les-Bains (500 m) [*auct.*].

Aude

Durban (130 m), Gorges de Pierrellys (290 m), Gorges de Saint-Georges (440 m), Tuchan (200 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], Arques (350 m), Col de Bedos (540 m), Couizat (228 m), Félines-Termels (621 m), Paziols (135 m), Puyloreans (475 m), Quillan (285 m), Saint-Pierre (150 m), Ville-neuve-les-Corbières (160 m), Villesèque (122 m) [*auct.*].

Aveyron

Montpellier-le-Vieux (830 m), Peyreleau (820 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN et O. MAISTRE, 1961], l'Oustalet (230 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962].

Basses-Alpes

Blégiers (R. M. NICOLI, 1963), Banon (790 m), Les Chabannes (630 m), Plateau de Telle (590 m), Sainte-Croix (600 m), Saint-Geniez (1 100 m), Sainte-Maxime (640 m), Sisteron (480 m) [*auct.*].

Basses-Pyrénées

Rebenacq (M. BOURGAIN, 1949).

Bouches-du-Rhône

Sainte-Baume (550 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN et O. MAISTRE, 1961].

Charente

Charras (R. DURAND-DELACRE, 1949; L. PARROT et R. DURAND-DELACRE, 1952).

Dordogne

Bergerac, Saint-Jean-d'Eyraud (L. PARROT, 1933).

Drôme

Saillans (259 m) [*auct.*].

Gard

Branoux (450 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN et O. MAISTRE, 1961], Le Mazel (300 m), Pompignan (160 m), Roquedur-le-Bas (250 m), Sumène (210 m), Valleraugues (375 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], Alès (140 m), Arphy (550 m), Asclier (col 770 m), Aulas (280 m), La Barraque (650 m), Belle-Poèle (440 m), Bez (320 m), Calviac (280 m), Cavaillac (260 m), Le Chambon (245 m), Chamborigaud (306 m), Concoules (636 m), Corbes (200 m), Courry (288 m), Crespian (100 m), Durfort (170 m), Esparron (600 m), La Faurette (260 m), Galary (450 m), Génolhac (500 m), Gros-Viels (240 m), La Levade (210 m), Mas-Dieu (300 m), Mas-Méjan (440 m), Mas-Supérieur (560 m), Molières (320 m), Montdardier (610 m), Montmirat (70 m), La Pénarié (430 m), Peyregrosse (230 m), La Planquette (240 m), Les Plantiers (450 m), Pont-d'Hérault (180 m), Le Pradel (400 m), Le Puech (250 m), Puéchagut (920 m), Rédarès (390 m), Roquedur-le-Haut (300 m), Saint-Bonnet (310 m), Saint-Jean-du-Gard (200 m), Saint-Martial (500 m), La Tavernolle (470 m), La Tour (170 m), La Tribale (633 m), Valborgne (470 m), Valesialièrre-Monoblet (380 m), Le Vigan (230 m), Le Villaret (270 m) [*auct.*].

Gironde

Bonnetan (M. BOURGAIN, 1949).

Hautes-Alpes

Le Villar (700 m) [auct.].

Haute-Garonne

Antignac (380 m), Artigues (340 m), Barbazan (450 m), Chaum (450 m), Crès-de-Rivière (410 m), Figarol (380 m), Lege (550 m), Luscan (500 m), Mane (289 m), Montsaune (340 m), Muna (500 m), Ore (440 m), Saint-Béat (470 m), Saint-Girons (400 m), Valentine (362 m) [auct.].



FIG. 70. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Répartition espagnole.

Hautes-Pyrénées

Capvern-les-Bains (J. RAYNAL et P. LE GAC, 1933 et 1934), Esparros (L. PARROT, 1936), Saint-Sauveur (A. BAUDRIMONT, 1943).

Hérault (fig. 35)

Gorges d'Héric (160 m), Roquebrun (90 m), Villeneuve (137 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN et O. MAISTRE, 1961], Brissac (145 m), Causse-de-la-Selle (257 m), Cessenon (80 m), Malibert (200 m), Minerve (227 m), Saint-Pierre-de-la-Fage (630 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], Agel (90 m), Andabre (345 m), Aniane (70 m), Arboras (370 m), Assas (150 m), Assignan (200 m), Bédarieux (200 m), Béziers (15 m), Bordevieille (780 m), La Borie-Nouvelle (500 m), Le Bousquet-d'Orb (260 m), Campestre (65 m), Les Camps (170 m), Le Canourie (300 m), Carlenças (495 m), Castels (90 m), La Caumette (270 m), Caussinjoûls (260 m), Cazevieille (220 m), Cazillac-le-Haut (185 m), Celleneuve (25 m), Ceyras (65 m), Clairac (230 m), Clermont-l'Hérault (90 m), Col de la Baraque (600 m), Colombières (200 m), Combaillaux (140 m), Condades (250 m), Côte-de-la-Taillade (140 m), Le Coulet (650 m), Courniou (320 m), Cournonterral (120 m), La Croisette-Mortier (160 m), Donnadieu (220 m), Ferrières (529 m), Fonclare (350 m), Gabian (120 m), Ganges (180 m), La Garrigue (60 m), Le Grenouillet (250 m), Hérépian (190 m), L'Horte (260 m), Lacoste (160 m), Lamalou (162 m), Laroque (144 m), Lez (source 40 m), Lodève (165 m), Lunas (280 m), Mas-de-Mérou (240 m), Mas-du-Gua (260 m), Les Matelles (80 m), Minerve (200 m), Montarnaud (126 m), Monthouliers (160 m), Montlous (285 m), Mourèze (206 m), Murles (206 m), Naves (200 m), Notre-Dame-de-Londres (200 m), Le Péras (620 m), Pézenas (15 m), Le Poujol (140 m), Le Pradal (200 m), Puéchabon (160 m), Les Quintes (500 m), Rabieux (65 m), Raspailac (320 m), La Roche-Confort (Château 315 m), Rodomouls (560 m), Rosis (700 m), Roujan (120 m), Sainte-Aunès (125 m), Saint-Bauzille-de-Putois (140 m), Sainte-Colombe (490 m), Saint-Etienne-d'Albagnan (280 m), Saint-

Etienne-d'Estréchoux (250 m), Saint-Etienne-de-Gourgas (380 m), Saint-Gervais-sur-Mare (300 m), Saint-Jean-de-Cuculles (110 m), Saint-Loup (Pic, 170 m), Saint-Martin-de-l'Arçon (280 m), Saint-Martin-de-Londres (194 m), Saint-Mathieu-de-Trévières (100 m), Saint-Paul-et-Valmalle (140 m), Saint-Pons (300 m), Saint-Vincent-de-Barbeyrargues (143 m), Sénas (228 m), La Sesquièrre (360 m), Sète (10 m), Soubes (240 m), Thézan-les-Bézières (60 m), Le Tourel (440 m), La Tour-sur-Orb (240 m), Vasplogue-le-Haut (280 m), Villeneuve (140 m), Villepassans (215 m), Villeveyrac (80 m) [auct.].

Lot

Miramont-de-Quercy (M. SICART, 1956).

Lot-et-Garonne

Xaintrailles (150 m) [R. HOUIN et J. C. BEAUCOURNU, 1966].

Lozère

Cirque des Baumes (435 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], Altier (730 m), Balsièges (685 m), Le Bruel (380 m), La Canourgue (530 m), Castanet (640 m), Cocurès (624 m), Colet-de-Dèze (470 m), Florac (583 m), Pendédès (660 m), Le Perthus (300 m), Le Pompidou (700 m), Pont-de-Montvers (896 m), Les Rochettes-Hautes (820 m), Saint-Laurent-de-Trèves (770 m), Villefort (595 m) [auct.].

Pyrénées-Orientales

Grotte de Pouade (100 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN et O. MAISTRE, 1961], Villefranche-de-Conflent (420 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN, R. HOUIN et F. DELTOUR, 1962], Boule-d'Amont (485 m), Ermitage Saint-Ferréol (300 m), Estagel (160 m), Fontpédrouse (1 080 m), Fourtou (col 655 m), Llous (col 1 310 m), Marquixanes (272 m), Mont-Louis (1 415 m), Olette (613 m), Rodes (270 m), Route de Llauro (30 m), Saint-Paul-de-Fenouillet (350 m), Serdinya (500 m), Taillet (600 m), Tautavel (120 m), Thuès-Entre-Valls (846 m), La Trinité (680 m) [auct.].

Sarthe

Juigné-sur-Sarthe (70 m) [R. HOUIN et J. C. BEAUCOURNU, 1966].

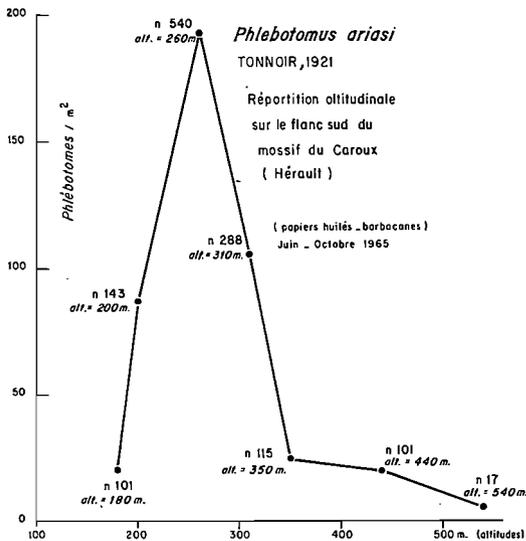


FIG. 71.

Tarn

La Bastide-Rouairoux (380 m) [*auct.*].

Var

Agay (J. COLAS - BELCOUR et J. TISSEUIL, 1936), Saint-Raphaël (J. COLAS - BELCOUR et E. ABONNENC, 1948), Aiguines (800 m), Pont-de-l'Artuby (750 m), Pont-de-Garruby (450 m) [*auct.*].

Vaucluse

Lubéron (270 m) [J. A. RIOUX, Y. J. GOLVAN et O. MAISTRE, 1961], Apt (220 m), Gignac (470 m) [*auct.*].

Vienne

Champigny-le-Sec, Poitiers (J. RAGEAU, 1948).

2° Limites altitudinales.

Dans le « Midi » méditerranéen, *Phlebotomus ariasi* s'élève en altitude jusqu'à l'étage du Hêtre (tabl. III). Il dépasse donc largement les autres espèces, en particulier *Phlebotomus perniciosus*. Ainsi, en 1965, nous l'avons capturé à 920 m dans le Massif de l'Aigoual (maison forestière de Puéchagut), à 820 m dans le massif du Lozère (Rochettes-Hautes) et à 1 100 m dans les Basses-Alpes (Saint-Géniez). Dans les Pyrénées-Orientales, cette même espèce

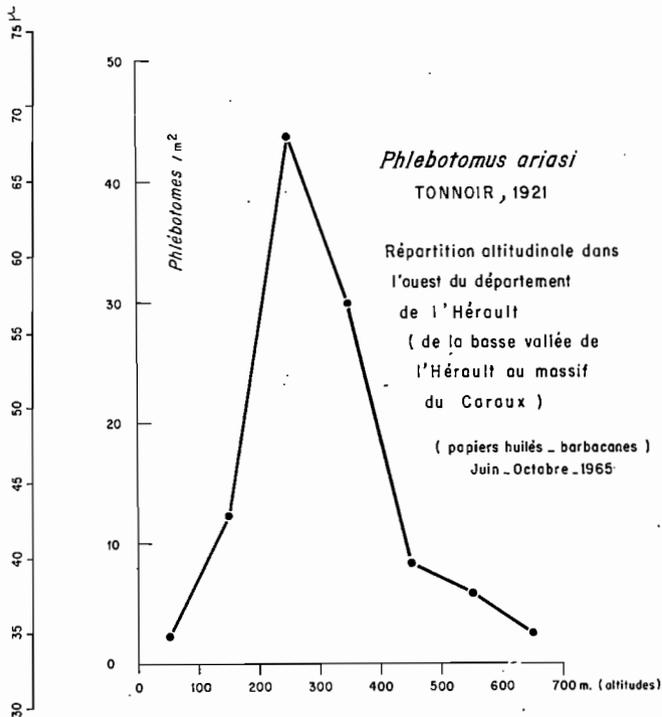


FIG. 72. — En Cévennes, l'optimum altitudinal de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir (250 à 300 m) est aussi celui des leishmanioses.

atteint l'altitude maximale (1) de 1 415 m à Mont-Louis (étage du Bouleau blanc).

ETHOLOGIE.

1° Phénologie.

— *Période d'activité imaginale.* Dans le sud de la France, cette période semble plus étalée qu'on ne pouvait le supposer. Ainsi, le 29 septembre 1963, un exemplaire mâle a pu être capturé dans une barbacane à Villeneuve (Hérault). En 1964, nos premières captures d'adultes ont été réalisées le 11 juin (Villeneuve : 4 ♀), les dernières exactement trois mois plus tard, le 11 septembre (Mondardier, Gard : 8 ♂). Bien plus, la même année, dans un lot de 13 exemplaires récoltés le 27 juin dans une cabane de cantonnier au col de Fourtou (Pyrénées-Orientales, alt. 650 m), une femelle gravide renfermait déjà des œufs en état d'évolution avancée. En 1965, les papiers huilés placés le 5 novembre et relevés le 25 du même mois ont capturé 12 *Phlebo-*

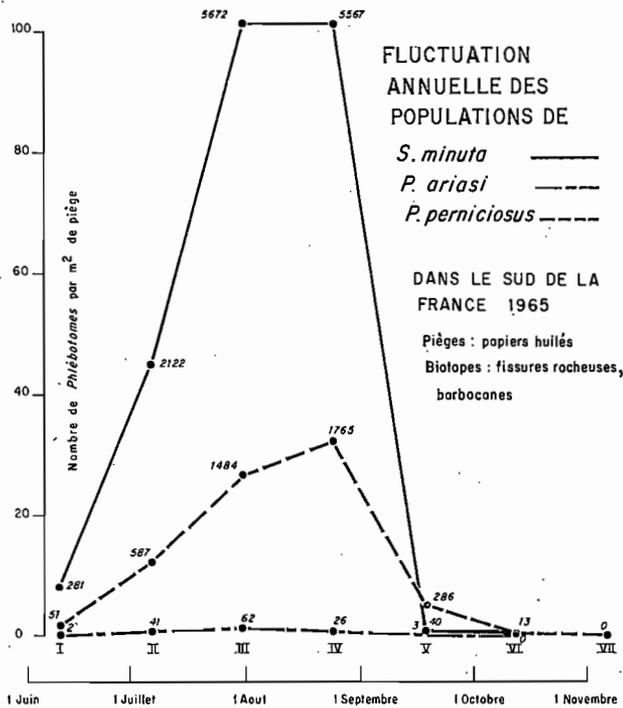


FIG. 73. — En France les trois espèces les plus abondantes, *Phlebotomus ariasi*, Tonnoir, *Phlebotomus perniciosus* Newst. et *Sergentomyia minuta* Parrot évoluent de manière identique, sur le mode monophasique.

(1) Il ne s'agit pas d'altitudes « record ». Dans l'Himalaya *Phlebotomus papatasi*, *Phlebotomus major* et *Phlebotomus montana* Sinton, 1924, atteignent l'altitude de 2 200 m (J. A. SINTON, 1927).

tomus ariasi sur le flanc sud du Caroux (Hérault), entre 260 et 350 m. Enfin, à Villeneuve (Hérault) un *Phlebotomus ariasi* ♀ était capturé à l'intérieur d'une habitation dès le 27 mai (1967).

On peut donc raisonnablement penser que les premiers adultes s'envolent au début de mai, les derniers prolongeant leur activité jusqu'en novembre (fig. 74), ce qui revient à fixer à six et peut-être à sept mois la durée de la « période imaginale » (1).

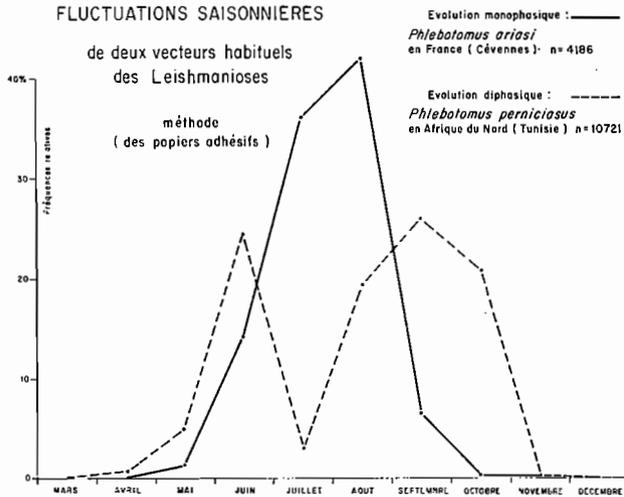


FIG. 74. — L'évolution diphasique de *Phlebotomus perniciosus* Newst. en Tunisie laisse prévoir deux périodes de transmission (fin du printemps et début de l'automne). En France *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, présente, à l'inverse, une évolution monophasique correspondant vraisemblablement à une seule période de transmission (fin de l'été).

— *Rythme d'éclosion imaginale*. Plus difficile s'avère l'étude du cycle d'éclosion des imagos au cours de cette période d'activité. Dans le cas particulier, les méthodes manuelles d'échantillonnage, telles que la capture nocturne contre les murs ou diurne dans les cavités, ne sont d'aucune utilité en raison des nombreuses causes d'erreurs qu'elles comportent (coefficient personnel des piègeurs, durée du piégeage, influences météorologiques).

Par contre, la technique des papiers huilés laissés à demeure dans les gîtes de repos constitue, dans le cas particulier, un excellent procédé d'échantillonnage. La continuité et la durée du piégeage (15 à 25 jours) d'une part, les caractères écologiques particuliers des stations piégées (cavités abritées, habitations), d'autre part, permettent d'atténuer, voire de supprimer les fluctuations dues aux perturbations météorologiques passagères. Le dépouille-

(1) Comme pour *Phlebotomus perniciosus*, *Phlebotomus papatasi* ou *Sergentomyia minuta parroti*, la durée du cycle larvaire de *Phlebotomus ariasi* peut être extrêmement longue (P. J. MARETT, 1915; L. PARROT, 1922; H. E. WHITTINGHAM et A. F. ROOK, 1923; J. COLAS-BELCOUR, 1928). Ainsi, trois pontes, obtenues le 22 août 1965 à partir de femelles capturées le 17 août au Villaret (270 m, Gard) ont éclos le 30 et le 31 août. Le 5 octobre seulement, les larves parvenaient au IV^e stade (température d'élevage 25 °C). Une diapause larvaire de longue durée (> 8 mois) peut d'ailleurs être obtenue expérimentalement en soumettant les élevages à des températures inférieures à 17° (Montpellier, septembre 1968 - mai 1969).

ment des divers transects réalisés en 1965 (cf. p. 40) a d'ailleurs permis de tracer une série de courbes parfaitement régulières de juin à octobre. Or ces courbes comportent toutes un seul maximum correspondant à l'acmé de la période chaude (fig. 73 et 74). La remarque faite à propos de *Phlebotomus perniciosus* (cf. p. 87) s'applique donc à *Phlebotomus ariasi* : le cycle de ces deux espèces ne comporterait, en France, qu'une seule grande « vague » par an (1).

— *Cycle nyctéméral* (fig. 76 et 77). Ainsi, d'un jour à l'autre, l'importance des « sorties » de Phlébotomes varie considérablement. L'observation suivante illustre le fait :

Observation n° 12.

Le soir du 20 juillet 1962, nous piégeons à Rieu-Berlou, près de Cessenon (Hérault, alt. 80 m) devant une ferme abandonnée (chasse manuelle à la lampe). En deux heures nous capturons 184 Phlébotomes se répartissant comme suit :

<i>Phlebotomus perniciosus</i>	4 ♂ et 9 ♀
<i>Phlebotomus ariasi</i>	13 ♂ et 158 ♀

Le lendemain, un nouveau piégeage, effectué au même endroit et aux mêmes heures, mais dans des conditions météorologiques peu favorables (brise > 2 m/s, température < 17°), ne donne aucun résultat. Par contre, un mois plus tard (18 août 1962, obs. n° 27), par temps chaud et calme, une nouvelle prospection permet une récolte substantielle et sensiblement identique à la première au point de vue quantitatif et qualitatif :

<i>Phlebotomus perniciosus</i>	22 ♂ et 6 ♀
<i>Phlebotomus ariasi</i>	24 ♂ et 101 ♀



FIG. 75. — Ferme abandonnée de Rieu-Berlou (Hérault, alt. 80 m), biotope optimal de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir et *Phlebotomus perniciosus* Newst. Au-delà, la « forêt » d'Yeuses.

(1) Mais il s'agit vraisemblablement de l'interférence de plusieurs générations car, expérimentalement, le cycle complet (adultes-adultes) peut être « bouclé » en 40 jours (obs. réalisée du 27 juillet au 10 septembre 1968).

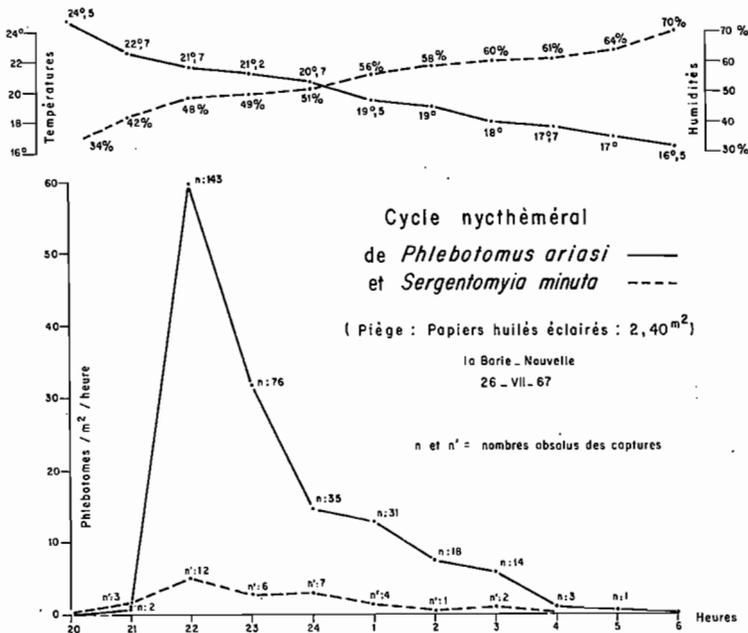


Fig. 76. — Diagramme correspondant à une nuit chaude et calme. A l'emplacement même des pièges, la température descend régulièrement de 24,5° (20 heures) à 16,5° (6 heures), cependant que l'humidité relative s'élève de 34 % (20 heures) à 70 % (6 heures). L'activité maximale de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir se situe une heure après le coucher du soleil (22 heures, t° 22°, Hr 48 %); elle est de brève durée (1 heure). A 24 heures, l'activité est pratiquement insignifiante alors que les conditions hygrothermiques se sont peu modifiées (t° 21°, Hr 50 %).

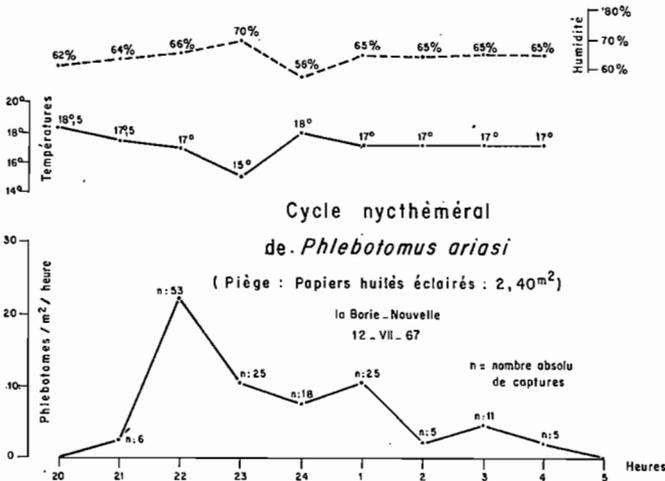


Fig. 77. — Diagramme correspondant à une nuit calme mais relativement froide et humide et, de plus, perturbée vers 23 heures par un abaissement thermique passager. La « flèche » d'activité de 22 heures est discrète. Le réchauffement des environs de minuit (18° contre 15° à 23 heures) se traduit par une certaine reprise des captures.

En 1966, à l'occasion d'un séjour à La Borie-Nouvelle (Hérault, alt. 500 m), nous avons pu démontrer l'influence des facteurs météorologiques sur les « sorties » des Phlébotomes :

Du 8 au 20 juillet 1966, nous disposons un piège lumineux standard (6 papiers huilés n° 4) contre un mur de pierres sèches. Chaque soir le dispositif est mis en marche à 20 h 30 et arrêté automatiquement à 3 h. Les papiers sont retirés le lendemain vers 10 h et dépouillés extemporanément.

Les résultats, illustrés par la figure ci-dessous, montrent une corrélation nette entre les fluctuations journalières des captures et les variations des conditions météorologiques (températures, précipitations, vents).

FLUCTUATIONS JOURNALIÈRES DES POPULATIONS DE PHLÉBOTOMES EN FONCTION DES TEMPÉRATURES MOYENNES

Phlebotomus ariasi et *Sergentomyia minuta*

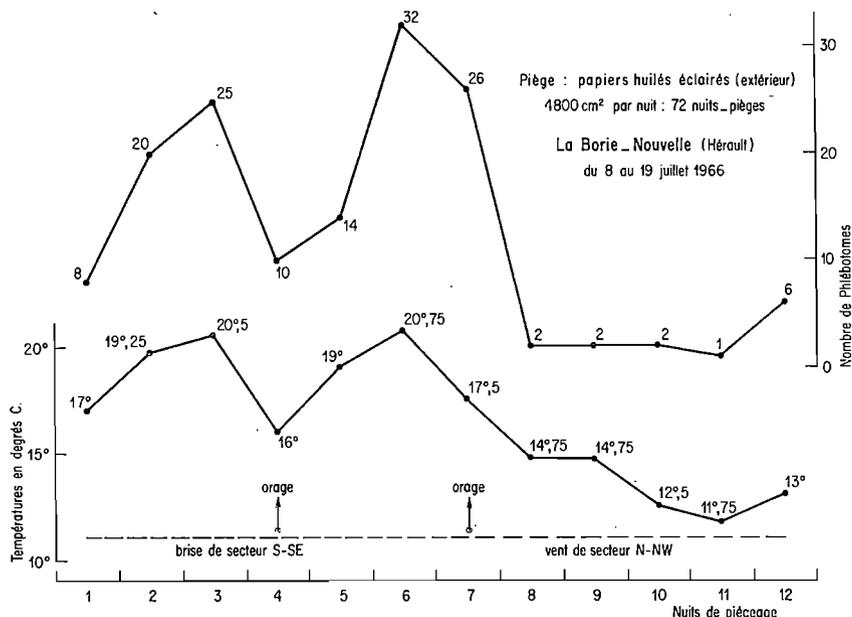


FIG. 78. — Noter la « symétrie » des deux courbes.

Les orages du 11 et du 14 juillet ont abaissé la température et réduit parallèlement le nombre des captures. A partir du 15 juillet le mistral, vent froid et sec, s'est levé arrêtant pratiquement toute activité imaginaire.

De même, grâce à ces données, nous avons pu fixer à 17 °C la température (1) minimale d'activité de *Phlebotomus ariasi*. Le graphique de la figure

(1) En fait, cette constatation n'est que la confirmation d'observations, fragmentaires mais nombreuses, réalisées depuis 1962 à l'occasion de nos chasses nocturnes. Quant aux conditions écologiques optimales, elles correspondent aux données suivantes : température : 19° à 21 °C; humidité : 60 à 70 %; vent < 2 m/s; luminosité < 5 lux. En Roumanie, G. LUPASCO, M. DUPORT, P. DANCESCO et A. CRISTESCO (1965) ont réalisé des observations sensiblement identiques à propos de *Phlebotomus perfiliewi* et *Phlebotomus major* : « Au-dessous de 17 °C on n'a qu'exceptionnellement capturé les Phlébotomes et seulement en nombre très réduit. La température des gîtes naturels a varié de 18° à 26° ».

81, correspondant à la courbe des températures et des humidités relatives (extérieur sous abri), rend compte de la durée approximative de cette activité. Elle explique en particulier l'intensité et l'étalement des « vagues de pullulation » observées les 9, 12 et 13 juillet 1966.

Au demeurant, l'activité trophique ne semble pas entièrement conditionnée par la photo-période car il est possible d'obtenir la réplétion sanguine pendant le jour, en atmosphère de pénombre :

Observation n° 685.

Le 23 juillet 1968, un Chien est placé sous moustiquaire dans une grange désaffectée. A 9 h 30, 89 *Phlebotomus ariasi* ♀, non gorgés, sont introduits dans le dispositif. Le même jour, à 17 h 30, les insectes sont récupérés et identifiés. Les individus gorgés sont décomptés :

<i>Phlebotomus ariasi</i> gorgés	75
<i>Phlebotomus ariasi</i> non gorgés	14

2° Accouplement

Au cours de nos chasses nocturnes, nous avons capturé à plusieurs reprises des *copula* posées sur les murs. Toutefois en aucun moment nous n'avons observé les temps successifs de l'accouplement, tels que les décrit avec précision A. BAUDRIMONT (1946) dans ses notes sur les Phlébotomes de Saint-Sauveur (Hautes-Pyrénées) : « une femelle » (*Phlebotomus ariasi*) venant de se poser sur l'abat-jour de ma lampe, attire bien vite mon attention par de rapides et très minimes tremblements des ailes. Un mâle survient, se place tout

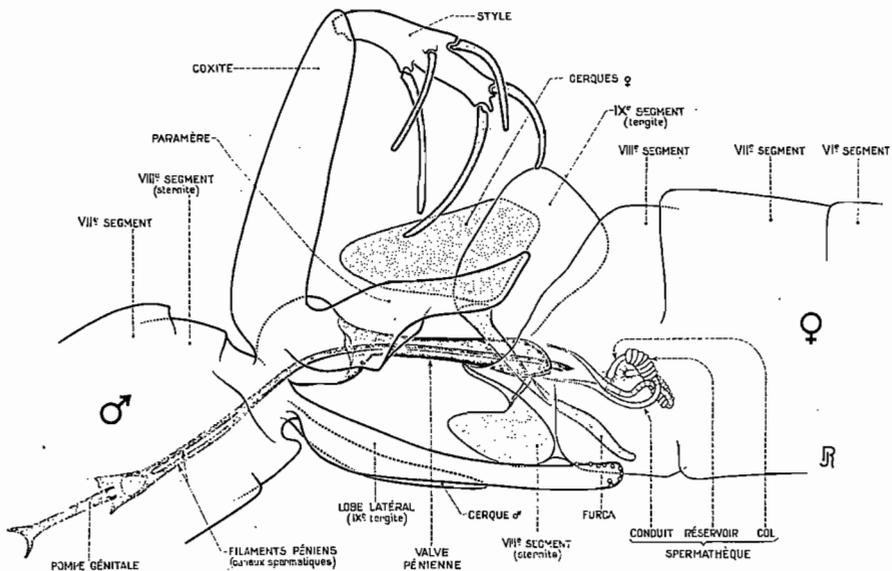


FIG. 79. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir ♂ et ♀ in copula. Noter la pénétration de l'extrémité renflée des valves péniennes dans la partie dilatée des conduits des spermatheques.

à côté et présente lui aussi de minuscules soubresauts, mais de tout le corps. Il s'approche, la femelle s'éloigne de trois ou quatre centimètres et se pose aussitôt, toujours en trémulant des ailes. Le mâle s'avance à nouveau, sans interrompre lui non plus ses petits sursauts généralisés. Tout à coup, il s'élance et, se retournant tout d'une pièce, sans une hésitation, saisit brutalement l'extrémité postérieure de la femelle dans sa double pince génitale où elle est solidement maintenue par les fortes et longues épines des gonapophyses supérieures ».

Au demeurant, si les *copula* de Phlébotomes sont assez souvent observées dans la nature, leur grande fragilité rend difficile l'étude anatomique précise des systèmes de coaptation. Malgré ces difficultés, nous avons pu obtenir une préparation non dissociée sur un lot de 7 couples capturés du 19 au 27 juillet 1967 à La Borie-Nouvelle (Hérault). Nous rappelons brièvement la technique utilisée pour la fixation et le montage :

Dès la capture (capturateur-nasse), les Phlébotomes *in copula* sont anesthésiés au CO₂ et plongés dans l'alcool à 70°. Le récipient de transport (tube à hémolyse) est bouché au coton hydrophile de manière à éliminer toute bulle d'air. Le montage sur lame s'effectue dans l'alcool polyvinylique semi-fluide; une goutte du milieu est d'abord déposée sur la lame puis recouverte de liquide de Marc André à l'aide d'une pipette Pasteur effilée. La *copula* est alors versée directement au centre de la goutte dans laquelle elle s'enfonce peu à peu grâce au liquide de surface. Après un quart d'heure, on recouvre d'une lamelle 15 × 15 mm sur laquelle une nouvelle goutte d'alcool polyvinylique fluide a été préalablement étalée.

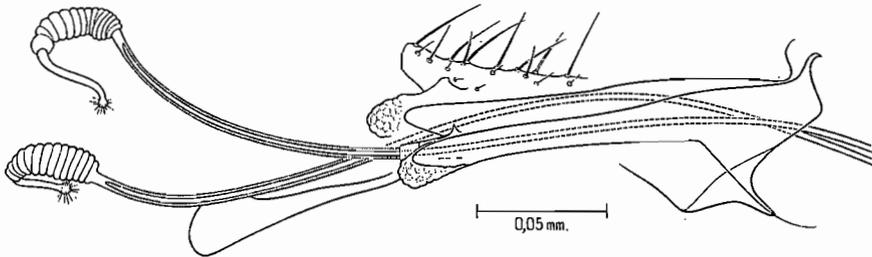


FIG. 80. — *Phlebotomus perfiliewi* Parrot, ♂ et ♀ *in copula* (d'après M. HERTIG). Les filaments péniers ont « cathétérisé » les conduits sur toute leur longueur. Leur extrémité atteint la racine des ampoules.

L'examen microscopique de la préparation montre (fig. 79), outre la position en crochet des forcipules et la légère flexion ventrale des cerques, les rapports des valves péniennes avec les conduits des spermathèques. Le pénis a nettement pénétré au-delà de l'atrium génital, entre les branches supérieures de la *furca*. L'extrémité de chaque valve paraît introduite dans la partie dilatée du conduit correspondant. Les filaments péniers eux-mêmes prolongent l'intromission en atteignant le tiers apical de la dilatation. Tout se passe donc comme si cette dilatation était en relation avec la forme, elle-même dilatée, du pénis. Si ce fait se confirmait, on se trouverait en présence d'un exemple remarquable de coaptation génitale. Les filaments, qui représentent le prolongement externe des canaux éjaculateurs, serviraient ainsi à transporter le sperme très haut

dans les conduits, peut-être même à l'intérieur des ampoules. Une telle disposition a d'ailleurs été observée par M. HERTIG (1949) chez *Phlebotomus perfiliewi*. Dans ce cas les filaments atteignaient l'orifice externe des ampoules (fig. 80).

3° Comportement trophique.

L'importance épidémiologique de *Phlebotomus ariasi*, pressentie dès le début de notre enquête et peu à peu confirmée par les observations de terrain, a motivé l'attention particulière accordée, en 1967 et 1968, à l'étude de son comportement trophique.

En effet, dès 1965, on pouvait affirmer la nette anthropophilie de cette espèce. Ainsi, sur 478 Phlébotomes capturés de 1961 à 1965 lors des chasses nocturnes dans les sacs, technique qui, rappelons-le, sélectionne les seuls insectes piquant effectivement l'Homme, on dénombrait :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	471 ♀
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	4 ♀
<i>Phlebotomus mascittii</i>	2 ♀
<i>Phlebotomus papatasi</i>	1 ♀

Par un procédé voisin, on démontrait également l'attraction sélective exercée par le Chien :

Observation n° 562.

Le 13 juillet 1966, à La Borie-Nouvelle (Hérault), nous plaçons un Chien devant un mur de pierres sèches à quelques dizaines de mètres des habitations. Tous les quarts d'heure, de 21 h à 23 h, les Phlébotomes posés sur l'animal sont rapidement récoltés (durée de la capture : 30 secondes, éclairage : lampe de poche). En fin d'expérience nous dénombrons 72 femelles et 2 mâles de *Phlebotomus ariasi*.

Observation n° 692.

Le 2 juillet 1968, dans la même localité, on procède à un nouveau piégeage. A 22 heures, une capture de 10 minutes pratiquée sur un Chien leishmanien permet de récolter 92 femelles de *Phlebotomus ariasi*. Les insectes se posent électivement sur l'animal et piquent avec empressement à la hauteur du museau, après avoir cheminé quelques temps sur les zones velues.

En complément de ces observations, une étude expérimentale du comportement trophique a été menée en 1967 et 1968 dans notre station de La Borie-Nouvelle (Hérault).

1° L'utilisation du piège-moustiquaire a permis ainsi de comparer l'attraction exercée par le Chien, le Renard et l'Homme. Le plus fort pouvoir attractif revient incontestablement au Chien :

Du 6 au 15 juillet 1967 (La Borie-Nouvelle, Hérault), on dispose 3 pièges-moustiquaires (Homme, Chien, Renard), qui fonctionnent tous les soirs de 21 h à 23 h. Chaque jour on opère une rotation des appâts de manière à éliminer les causes d'erreurs dues au piège lui-même ou à sa disposition dans le milieu. En fin de piégeage, on obtient les résultats suivants (tabl. VI) :

TABLEAU VI (1)

<i>Phlebotomus ariasi</i>	Homme		Chien		Renard	
	♀	♂	♀	♂	♀	♂
	70	1	127	1	23	0

2° Les préférences trophiques proprement dites ont été étudiées sur le terrain, en introduisant, sous la moustiquaire bordée, l'hôte et les Phlébotomes. Le contact est maintenu pendant une nuit (2). Le matin, les femelles sont recapturées et identifiées; les individus gorgés sont décomptés.

Par cette méthode, utilisée en 1967 et 1968 (tabl. VII), nous avons pu confirmer la grande appétence de *Phlebotomus ariasi* pour le Chien (91 %) (3). Le Renard est également exploité de manière non négligeable (55 %), à l'inverse des Rongeurs sauvages (4) et des Reptiles (0 %). Deux animaux domestiques, le Lapin (26 %) et surtout le Poulet (75 %) sont toutefois attractifs. Ces résultats confirment d'ailleurs les observations de terrain [nombreux individus capturés gorgés dans les clapiers et les poulaillers à Roquefur-le-Bas (Gard, 250 m, juillet 1962) et au Villaret (Gard, 270 m, août 1965)].

L'*exophilie* et l'*exophagie* représentent, au même titre que l'anthropophilie, le trait éthologique fondamental de *Phlebotomus ariasi*. Ce caractère s'exprime de manière particulièrement nette dans le tableau récapitulatif (tabl. XXI), où le chiffre des captures réalisées à l'extérieur (sur appâts et contre les murs) est environ 7 fois plus élevé (3232 ♀) que celui des captures effectuées à l'intérieur (436 ♀). Les deux observations suivantes sont typiques à cet égard :

Observation n° 12.

Le 19 juillet 1962, nous installons notre camion-laboratoire au voisinage de la ferme de Rieu-Berlou (Hérault, alt. 80 m). Les locaux, abandonnés depuis six

(1) *Comparaison Homme - Chien :*

Homme *Phlebotomus ariasi* ♀ : 70 (35,5 %)
 Chien *Phlebotomus ariasi* ♀ : 127 (64,5 %)
 $\epsilon = 4,06$. Pourcentages significativement différents à 0,0001 près.

Comparaison Renard - Homme :

Renard *Phlebotomus ariasi* ♀ : 23 (24,7 %)
 Homme *Phlebotomus ariasi* ♀ : 70 (75,3 %)
 $\epsilon = 4,87$. Pourcentages significativement différents à 0,00001 près.

(2) Pour éviter l'interférence des facteurs météorologiques, les moustiquaires sont tendues sous abri (camion-laboratoire, appentis, granges, etc.).

(3) Avec *Phlebotomus perniciosus*, S. ADLER et O. THEODOR (1935) obtiennent un chiffre nettement inférieur (50 %).

(4) Ce comportement qui expliquerait la rareté de la leishmaniose spontanée des Rongeurs, ne doit cependant pas être accepté sans réserve car il est possible expérimentalement de gorgier un certain pourcentage de femelles sur le Lérot (*Eliomys quercinus*) à condition d'anesthésier préalablement l'animal :

Observation n° 675. Le 20 juillet 1968, un Lérot anesthésié (Nembutal) est introduit sous moustiquaire avec 211 *Phlebotomus ariasi* ♀. Un Lérot non anesthésié, servant de témoin, est déposé sous une moustiquaire voisine avec 180 *Phlebotomus ariasi* ♀. Après une nuit de contact on dénombre :

Lérot anesthésié ♀ gorgées : 54 ♀ non gorgées : 157 (= 25 %)
 Lérot non anesthésié ♀ gorgées : 0 ♀ non gorgées : 180 (= 0 %)

TABLEAU VII

Etude, sous moustiquaire, du comportement trophique de *Phlebotomus ariasi*
(La Borie-Nouvelle, Hérault)

ESPECES	Dates	♀ gorgées	♀ non gorgées	% partiels	% moyens
Chien (<i>Canis familiaris</i>)	VII . 1967	80	0	100 %	91 %
	VII . 1968	163	24	87 %	
Renard (<i>Vulpes vulpes</i>)	VII . 1967	13	51	20 %	55 %
	VII . 1968	56	32	64 %	
		80	40	66 %	
Rhinolophe (<i>Rhinolophus sp. juv.</i>)	VII . 1968	6	57	10 %	10 %
Lapin (<i>Oryctolagus cuniculus</i>)	VII . 1967	30	64	44 %	26 %
	VII . 1968	6	57	10 %	
		36	80	20 %	
Lérot (<i>Eliomys quercinus</i>)	VII . 1967	0	17	0 %	0 %
	VII . 1968	0	178	0 %	
Loir (<i>Glis glis</i>)	VII . 1967	0	70	0 %	0 %
Mulot (<i>Apodemus sylvaticus</i>)	VII . 1968	0	75	0 %	0 %
Rat noir (<i>Rattus rattus</i>)	VII . 1967	0	102	0 %	0 %
Poulet (<i>Gallus gallus</i>)	VII . 1968	151	54	76 %	76 %
Lézard vert (<i>Lacerta viridis</i>)	VII . 1967	0	87	0 %	0 %
	VII . 1968	0	131	0 %	
Couleuvre d'Esculape (<i>Elaphe longissima</i>)	VII . 1968	0	117	0 %	0 %
		0	290	0 %	

ans, comportent une maison d'habitation à un étage, une vaste bergerie ainsi que plusieurs dépendances dont un four et deux resserres. La plupart des pièces, et particulièrement les combles, sont envahies de Rongeurs dont on capture quelques échantillons (*Rattus*, *Apodemus*).

Dès le crépuscule nous piégeons devant la façade, sur le terre-plein servant de terrasse. A partir de 20 h 30, les Phlébotomes arrivent en masse. Un observateur chasse à l'extérieur, d'abord contre le mur, à la lampe torche, puis dans le sac de bivouac (cf. méthodes de chasse) ; il capture au total 136 *Phlebotomus ariasi* ♀, dont un dernier exemplaire le matin, à 7 heures, piquant en pleine lumière. Dans le même temps, l'observateur posté dans une pièce du rez-de-chaussée, à quelques mètres du précédent, ne totalise que 22 ♀ de la même espèce.

Observations n° 29, 30 et 32.

Du 23 juillet au 17 août 1962, S. SEYTOR, médecin de la colonie de vacances de l'Oustalet (Hérault, alt. 760 m) piège, à notre instigation, dans son appartement situé au voisinage des dortoirs. Les captures, effectuées de 22 heures à minuit, totalisent 56 *Phlebotomus ariasi* (40 ♀ et 16 ♂) se répartissant comme suit :

23 juillet	1 ♀
24 juillet	7 ♀
25 juillet	10 ♀
26 juillet	2 ♀
27 juillet	9 ♂ et 3 ♀
28 juillet	4 ♂ et 1 ♀
31 juillet	2 ♀
1 ^{er} août	2 ♀
2 août	2 ♂ et 6 ♀
3 août	3 ♀
4 août	1 ♂ et 1 ♀
16 août	1 ♀
17 août	1 ♀

Dans la nuit du 20 au 21 août, alors qu'aucun Phlébotome n'est observé à l'intérieur, nous chassons en plein air, à quelque 50 mètres de la colonie, d'abord à la lampe autour d'une bergerie, puis dans nos sacs de couchage sous un bosquet de *Fraxinus oxycarpa*. Nous capturons 51 *Phlebotomus ariasi* (17 ♀ et 10 ♂ sur les murs de la bergerie; 24 ♀ dans les sacs), c'est-à-dire en quelques heures de piégeage autant que notre confrère en 13 jours.

Au demeurant, s'il est aisé de mettre en évidence cette endophilie relative, plus difficile est d'en préciser le mécanisme. L'hypothèse d'une fraction endophile est certes séduisante mais difficile à démontrer car relevant des méthodes de la génétique écologique. Aussi nous sommes-nous attachés à l'étude de facteurs élémentaires qui rendent compte, tout au moins partiellement, de ce comportement : la sensibilité au vent et au froid d'une part, l'attraction lumineuse d'autre part :

a) Sensibilité anémo-thermique.

Le facteur thermique intervient de façon non négligeable, tout au moins pour démasquer cette fraction endophile. Ainsi, en début et fin de saison chaude, il est possible de capturer des femelles en activité dans les habitations alors que dans le même temps aucun adulte ne vole au dehors [Villeneuve (Hérault), 11 juin 1964 et 27 mai 1967; Le Villaret (Gard), 17 et 20 août 1965].

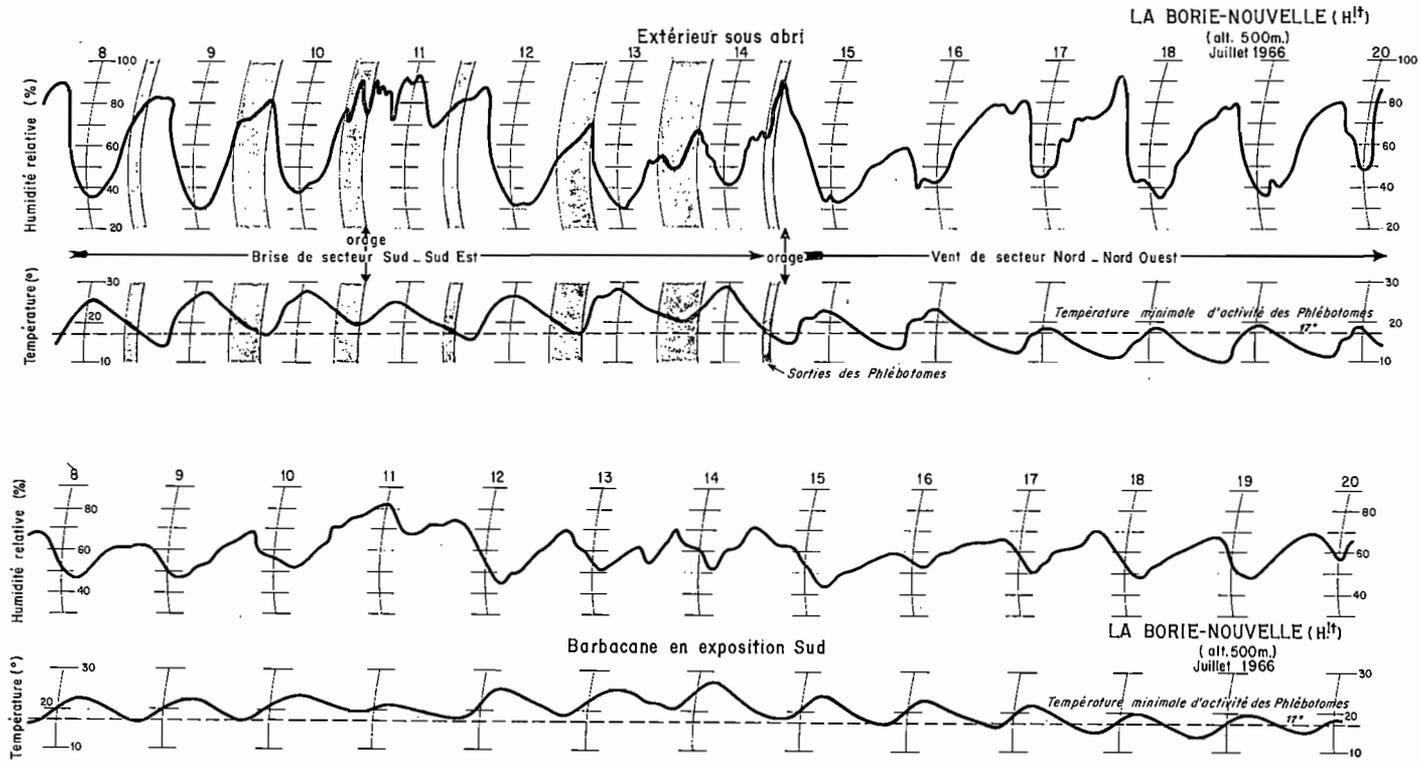


FIG. 81. — Influence des facteurs climatiques sur le comportement des Phlébotomes. Sur les deux courbes supérieures (extérieur sous abri), noter l'arrêt de l'activité au-dessous de 17°C. Courbes inférieures : même période d'enregistrement dans une barbacane : ici les extrêmes sont atténués et la « limite thermique » de 17° est presque toujours dépassée. L'activité imaginaire peut se poursuivre, au moins pendant une partie du nyctémère.

Cette véritable « inversion » peut d'ailleurs s'observer en plein été, à l'occasion d'un refroidissement ou d'un orage :

Du 8 au 20 juillet 1966, à La Borie-Nouvelle (Hérault, alt. 500 m), nous mettons en batterie deux pièges lumineux « standard » (6 papiers huilés n° 4 par piège), l'un à l'extérieur, contre un mur, l'autre à l'intérieur, dans une soupente. Le soir du 14 juillet, après un violent orage, la température accuse un net fléchissement, cependant que la brise de secteur sud cède la place au mistral. A partir de cette date, aucun Phlébotome n'est plus observé au dehors (fig. 81). Le dépouillement des pièges, réalisé en fin de campagne, confirme cette première impression (72 nuits-piège) : *Phlebotomus ariasi* prédomine alors à l'intérieur des habitations (1) (tabl. VIII).

TABLEAU VIII

<i>Phlebotomus ariasi</i>		Piège extérieur		Piège intérieur	
	mâles	44	33,6 %	87	66,4 %
	femelles	33	34,3 %	63	65,6 %
	♂ et ♀	77	34 %	150	66 %

b) *Attraction phototactique.*

Les modalités de ce phénomène seront étudiées en détail au chapitre suivant. Contentons nous de signaler ici le rôle de l'attraction lumineuse dans la pénétration d'une fraction de la population à l'intérieur des maisons effectivement habitées. Pour si discrète qu'elle soit, cette fraction, devenue par là-même endophage, doit très certainement jouer un rôle de premier plan dans le cycle du Kala-Azar infantile en Languedoc-Roussillon (cf. page 175). Bien plus, dans cette éventualité, la rareté du vecteur dans les habitations expliquerait la faible incidence de la leishmaniose viscérale humaine par rapport à la leishmaniose canine, dont la transmission *extra muros* serait dès lors le « mode habituel » épidémiologique.

Pour revenir à l'exophilie de *Phlebotomus ariasi*, il est capital de souligner que ce comportement se manifeste non seulement aux environs immédiats des fermes et des villages, mais également loin de toute habitation, en « pleine nature ». Nous en apportons deux observations, choisies parmi les plus significatives :

Observation n° 10.

Le 23 juillet 1961, à l'occasion d'une prospection dans les « canaux » du Causse-noir, nous nous installons, vers 19 heures, sur la table calcaire, en surplomb des gorges de la Jonte, au lieu dit « Champignon-de-Peyrelau ». L'habitation la plus proche est située à 3 km. Nous disposons nos sacs de couchage sous l'encorbellement rocheux, en lisière de la très remarquable fûtaie de *Pinus laricio* (ciel couvert,

(1) Le calcul de l'écart réduit (ϵ) par rapport à l'hypothèse 50 % montre une différence hautement significative aussi bien pour les femelles ($\epsilon = 3,05$) que pour les mâles ($\epsilon = 3,76$). Toutefois, ces résultats ne sont valables que pour *Phlebotomus ariasi* car, dans le même temps et sur les mêmes pièges, *Sergentomyia minuta* présentait un comportement opposé (extérieur : 69 individus; intérieur : 14).

vent nul, t° 17°, Hr 85 %). A partir de 20 heures, une abondante condensation imbibe la végétation du sous-bois (*Arctostaphylos uva-ursi* et *Buxus sempervirens*). Dès cet instant, nous subissons de nombreuses piqûres au visage et aux mains. En 30 minutes de piégeage, nous capturons 38 *Phlebotomus ariasi* ♀, à l'exclusion de toute autre espèce.

Observation n° 7.

Le 27 juillet 1961, nous effectuons un piégeage nocturne aux environs immédiats de la grotte de Pouade, à 15 km de Banyuls-sur-Mer (P.O.). Nous installons comme à l'accoutumée notre bivouac dans la petite fûtaie de chênes verts (*Quercus ilex*) qui jouxte la grotte. A 21 h 30, nous enregistrons notre première capture (t° 19°, Hr 74 %). En 15 minutes de piégeage nous capturons 12 *Phlebotomus ariasi* ♀.

4° **Phototaxie.**

Dans un article sur l'éthologie de *Phlebotomus perniciosus*, R.M. NICOLI et J. NICOLI (1960) insistent avec à propos sur les incertitudes, voire les contradictions relevées dans la littérature au sujet des réactions phototactiques des Phlébotomes. Ainsi, R. DURAND-DELACRE (1948) estime à 1/3 la proportion des femelles de *Phlebotomus papatasi* à phototaxie négative. De son côté, dans l'Ardèche, J. CLASTRIER (1938) n'observe aucune réaction aux diverses sources lumineuses utilisées pour ses captures (*Phlebotomus perniciosus* et *Phlebotomus ariasi*) : « jusqu'au 25 juin 1937, nous avons cherché à attirer les Phlébotomes la nuit, à l'aide d'une lampe à pétrole posée devant le mur de la maison d'habitation, au niveau de la première terrasse, mais en vain. Cet échec fut-il dû à la bien faible clarté de la lampe, par rapport aux lampes électriques du voisinage ? Nous ne le pensons pas car, plus tard, au moment où nous obtenions d'abondantes récoltes, de jour, l'examen de diverses sources lumineuses plus ou moins intenses, la nuit, ne nous a pas donné davantage ». De même, R.M. NICOLI et J. NICOLI signalent des différences de comportement selon l'origine géographique de l'espèce. D'après ces auteurs, les populations corses de *Phlebotomus perniciosus* (1) seraient indifférentes à la lumière, à l'opposé des populations de Provence.

Au cours de cette enquête nous avons tenté à notre tour une approche quantitative du problème, dans le double but de faciliter l'échantillonnage des populations locales (mise au point d'un piège lumineux) et d'expliquer *pro parte* la pénétration de certaines espèces dans les maisons habitées.

Pour ce faire, nous avons mis à l'essai plusieurs montages comportant des sources lumineuses différentes, soit par l'intensité, soit par la longueur d'ondes.

a) *Sources lumineuses de forte intensité.*

Elles étaient produites par les lampes suivantes :

- 1 — Lampe Mazda 98 M.A. Type à décharge; puissance 125 W, 5 400 lumen; répartition spectrale : 4 047 Å, 4 308 Å, 5 401 Å et 5 700 Å.
- 2 — Lampe Mazda mixa M.M. Lampe mixte : incandescence et décharge à vapeur de mercure ; puissance 250 W, 5 000 lumen ; répartition spectrale : 4 047 Å, 4 358 Å, 5 461 Å, 5 780 Å et 7 500 Å.

(1) Pour R.M. NICOLI il s'agirait de la variété *legeri*.

- 3 — Lampe à lumière de Wood M.A.W. Type à décharge à vapeur de mercure; puissance 125 W; répartition spectrale : 3 650/3 663 Å.
 4 — Lampe Mazda infra-rouge. Type à incandescence; puissance 125 W.
 5 — Lampe Mazda jaune Parinsect. Type à incandescence; puissance 75 W; répartition spectrale : 5 825 Å.

Leur alimentation était fournie soit par un groupe électrogène de faible puissance (1) permettant le fonctionnement simultané de deux unités seulement, soit par un groupe de plus grand débit (2) pouvant alimenter quatre unités pendant plusieurs heures consécutives.

Utilisation de la lampe comme simple source attractive.

Dans un premier temps, nous avons utilisé comme simple source attractive les lampes Mazda 98 MA et Mazda Mixa. L'échec a été total ainsi qu'en témoignent les observations suivantes :

TABLEAU IX
Pièges lumineux de forte intensité
 Résultats de 8 nuitées de piégeage (56 nuits-piège)

	Lampe à lumière de Wood (Mazda M.A.W.)			Lampe à lumière blanche (Mazda Mixa M.M.)			Lampe à lumière jaune (Mazda Parinsect)			Lampe à lumière infra-rouge (Mazda T.R.)		
	♂	♀	♂ + ♀	♂	♀	♂ + ♀	♂	♀	♂ + ♀	♂	♀	♂ + ♀
<i>Phlebotomus ariasi</i>	19	2	21	24	5	29	4	.	4	1	.	1
<i>Sergentomyia minuta</i>	2	5	7	.	4	4	.	1	1	2	1	3
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	1
Total	21	7	28	24	9	33	5	1	6	3	1	4

Observation n° 11.

Le 14 juillet 1962, à Roquedur-le-Bas (Gard, alt. 250 m), nous chassons aux alentours de l'École communale (3). Temps calme, chaud (t° 20° à 21 h) et humide (Hr 65 %). Le groupe électrogène est mis en marche à 22 heures. La lampe à rayons ultra-violet (Mazda 98 MA) est placée sur les bas-côtés de la route, à l'aplomb d'un « traversier ». Elle est suspendue au centre d'un carré de drap blanc (2,5 m²). Aucun Phlébotome n'est capturé pendant les deux heures d'observation. Cependant, la chasse classique à la lampe de poche, pratiquée à quelques dizaines de mètres de là, sous le préau de l'école, au-dessus d'un clapier, dans un taillis de

(1) Groupe Electric motor and specialities Co. Modèle A4. 300 Watts, 120-240 volts.

(2) Groupe Bernard type 18 M 501. 500 Watts, 220 volts, 50 périodes.

(3) La prospection de cette localité était motivée par la présence d'un cas de Kala-Azar dépisté deux mois auparavant chez une fillette de 13 mois habitant l'école.

Châtaigniers et dans le renforcement d'une porte d'étable, donne les résultats suivants :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	150 ♂ et 83 ♀
<i>Phlebotomus mascittii</i>	2 ♀
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	2 ♀

Observation n° 22.

Le 19 juillet 1962 nous prospectons les environs d'une ferme abandonnée à Rieu-Berlou (Hérault, alt. 80 m). Conditions de chasse idéales. Le groupe électrogène est mis en fonction à partir de 20 h 30 sur un terre-plein maçonné servant de terrasse (lampe Mazda 98 MA : 1 heure ; lampe Mazda Mixa : 1 heure). Par instants, les Phlébotomes traversent la zone de lumière, en vagues de quelques dizaines d'individus; mais, nullement retenus, ils en disparaissent rapidement.

Dans le même temps, l'un de nous chasse à l'extérieur le long du mur, contre les volets et les portes. A l'aube, la capture donne :

<i>Phlebotomus perniciosus</i>	40 ♂ et 9 ♀
<i>Phlebotomus ariasi</i>	13 ♂ et 136 ♀

Utilisation du montage lampe-papier huilé.

Ce montage, réalisé après échec du précédent, se compose d'une série de boîtes de 40 cm de côté, ouvertes sur l'une des faces. La lampe est suspendue en leur centre. L'ouverture, placée verticalement, est en partie obturée par une feuille de papier huilé, de 42 cm × 27 cm, agrafée aux bords supérieur et inférieur. Ainsi se trouve ménagé, de part et d'autre, un intervalle rectangulaire à grand axe vertical de 7 cm × 40 cm permettant le passage du rayonnement direct.

Ce type de piège, utilisé sur le terrain en batterie de quatre exemplaires (lampe Mazda Wood, Mazda Mixa, Mazda lumière jaune et Mazda infra-rouge) n'a permis de déceler aucun phénomène d'attraction caractérisée. Tout au plus a-t-on pu noter un discret effet positif des radiations courtes, alors que les radiations longues se montraient totalement inactives (tabl. IX).

b) *Sources lumineuses de faible intensité* (tabl. X).

Au chapitre des techniques d'échantillonnage, nous avons décrit un intéressant procédé de capture utilisant un simple papier huilé, éclairé par une lampe de poche (fig. 26 et 27). A ce propos, nous avons insisté sur le haut rendement quantitatif d'un tel piège. Nous envisagerons ici son application à l'étude du phototactisme de *Phlebotomus ariasi*. Rappelons d'abord l'observation suivante :

Observation n° 407.

Le 29 juillet 1965, nous prospectons à La Borie-Nouvelle (Hérault), petit hameau deshabité accroché à 500 mètres d'altitude sur le flanc méridional des Monts de Faugères. A 50 mètres en contrebas des premières maisons, devant un mur de pierres sèches exposé au sud-ouest, nous tendons deux guirlandes de sept feuilles n° 4 (20 × 20 cm). Les guirlandes sont suspendues horizontalement à un mètre du sol et à 15 cm du mur. Un intervalle de deux mètres les sépare. L'une d'elles (piège proprement dit) est dotée de quatre lampes électriques fixées au mur et uniformément réparties en arrière des papiers. La deuxième, restée obscure, sert

de témoin. Après une nuit de piégeage on dénombre 253 *Phlebotomus ariasi*, se répartissant comme suit :

Guirlande éclairée 39 ♂ et 189 ♀
 Guirlande témoin 15 ♂ et 10 ♀

TABLEAU X
Pièges lumineux de faible intensité
 Résultats de 20 nuitées de piégeage (128 nuits-piège)

	Guirlandes éclairées			Guirlandes témoins		
	♂	♀	♂ + ♀	♂	♀	♂ + ♀
<i>Phlebotomus ariasi</i>	184	314	498	42	8	50
<i>Sergentomyia minuta</i>	6	111	117	7	7	14
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	0	1	1	1	0	1
<i>Phlebotomus mascittii</i>	0	4	4	15	1	16
Total	190	430	615	65	16	81

Les pourcentages obtenus (femelles : 95 % ; mâles : 72 %) indiquent une nette prédominance en faveur de la guirlande éclairée.

Le calcul de l'écart-réduit (1), par rapport à l'hypothèse 50 %, montre effectivement une différence hautement significative, aussi bien dans le cas des femelles que dans celui des mâles (2).

Ainsi pour les femelles :

$$\epsilon = \frac{94,97 - 50}{\sqrt{\frac{2500}{199}}} = 12,62 \text{ (haut. sign.)}$$

et pour les mâles :

$$\epsilon = \frac{72,22 - 50}{\sqrt{\frac{2500}{54}}} = 3,26 \text{ (haut. sign.)}$$

$$(1) \quad \epsilon = \frac{po - p}{\sqrt{\frac{pq}{n}}}$$

po : pourcentage observé
 pq : pourcentage théorique
 n : nombre total d'individus

(2) L'hypothèse 50 %, c'est-à-dire l'égalité répartition des captures sur la guirlande éclairée et sur la guirlande témoin, correspondrait à l'absence totale d'attraction (indifférence phototactique).

Par ailleurs, et compte tenu de la répartition des sexes dans la guirlande témoin (1), le calcul de l'écart-réduit montre que les femelles sont plus attirées que les mâles (4 ♀ pour 3 ♂) :

$$\varepsilon = \frac{94,97 - 72,22}{\sqrt{\frac{2\,500}{199} + \frac{2\,500}{54}}} = 2,96 \text{ (haut. sign.)}$$

En définitive, dans les conditions de l'expérience on peut affirmer :

1° que *Phlebotomus ariasi* est nettement attiré par la lumière (phototactisme positif);

2° que les femelles de cette espèce sont plus attirées que les mâles.

En fait, avec cette observation, nous abordons un autre aspect des processus phototactiques, sur lequel insistent R.M. NICOLI et J. NICOLI : la réponse à l'albédo du support. Ces auteurs signalent en particulier la répulsion de *Phlebotomus perniciosus* pour les supports de couleur claire (albédo : 60 %). Leurs observations faites sur des surfaces d'essai de tonalités différentes sont très démonstratives à cet égard « les 9/10 des Phlébotomes recueillis l'étant sur des surfaces d'albédo faible (15 à 10 %) ».

Ces conclusions, applicables à *Phlebotomus ariasi*, expliquent vraisemblablement le comportement paradoxal des Phlébotomes vis-à-vis de la lumière, comportement que nous avons observé, après bien d'autres auteurs, dans de nombreuses stations du « Midi » méditerranéen. Ainsi, lors de nos chasses nocturnes à la lampe de poche, nous avons toujours été frappés par la répartition des Phlébotomes par rapport au faisceau lumineux; la plupart se posant non pas dans la partie centrale la plus éclairée, mais en bordure, dans la frange de pénombre.

Quoi qu'il en soit, la présence de *Phlebotomus ariasi* à l'intérieur des maisons trouverait en partie son explication dans un simple phénomène d'attraction phototactique, phénomène éventuellement potentialisé par le CO₂ exhalé et perspiré. Dès lors cette espèce pourrait se comporter comme un véritable « vecteur de liaison » susceptible, en d'autres termes, de servir d'intermédiaire entre les réservoirs de virus extérieurs (Chien et Renard) et l'enfant, habituellement piqué à l'intérieur.

PARASITISME.

1° Helminthes.

1° Sur 370 Phlébotomes récoltés dans l'Hérault aux environs de Cessenon (Rieu-Berlou, alt. 80 m), les 19 juillet, 18 août et 29 août 1962, nous avons pu observer 7 *Phlebotomus ariasi* (5 ♂ et 2 ♀) et 1 *Phlebotomus perniciosus* (♂) parasités par la larve du Spiruride, *Mastophorus muris* (Gmelin, 1790) [Y.J. GOLVAN, J.A. RIOUX et A.G. CHABAUD, 1963]. Le parasite a été revu en juillet 1965 sur deux exemplaires femelles de *Sergentomyia minuta*, l'un récolté dans le Massif du Caroux (St-Gervais-sur-Mare, alt. 310 m, Hérault), l'autre dans le Massif de l'Aigoual (Arphy, alt. 600 m). En juillet 1967, nous l'avons

(1) En effet, pour ces témoins, la comparaison des fréquences ♂ (60 %) et ♀ (40 %) par rapport à l'hypothèse 50 % n'est pas significative ($\varepsilon = 1$).

retrouvé à La Borie-Nouvelle (Hérault, alt. 500 m) en identifiant une femelle de *Phlebotomus ariasi* (fig. 82) (1).

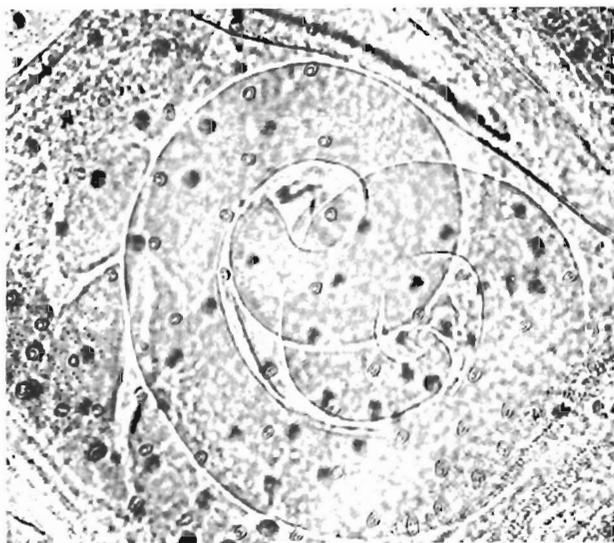


FIG. 82. — Larve de *Mastophorus muris* (Gmelin), parasite de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Dans les Cévennes, le ver adulte est abondant dans l'estomac des Mulots (*Apodemus sylvaticus* (L.) et *Apodemus flavicollis* (Melchior).

2° Le 23 juillet 1968, la dissection d'une femelle de *Phlebotomus ariasi* nous permettait d'observer la larve du Nématode *Rictularia proni* Seurat, 1915, parasite du Mulot (A. CHABAUD, J.C. QUENTIN, O. BAIN et J.A. RIOUX, 1969).

Outre leur intérêt parasitologique, de telles observations permettent de localiser indirectement les biotopes infra-imaginaux de *Phlebotomus ariasi*. On sait en effet que l'infestation de l'insecte ne peut se faire qu'aux stades larvaires, seuls coprophages, c'est-à-dire, dans le cas particulier, à l'intérieur même des terriers de Rongeurs. Bien plus, si *Mastophorus muris* peut parasiter plusieurs espèces de Muridés, *Rictularia proni* n'a été observé jusqu'ici que chez le Mulot. Un piégeage, réalisé à La Borie-Nouvelle du 10 au 25 juillet 1968, a d'ailleurs confirmé ces données : sur 11 *Apodemus sylvaticus* disséqués, 3 hébergeaient *Mastophorus muris*, 3 autres *Rictularia proni*. Sept Lérots, sept Loirs, un Campagnol roussâtre et une Souris grise, examinés dans le même temps, étaient indemnes de ces parasites.

On peut donc conclure que les terriers de Mulots constituent l'un des gîtes larvaires naturels de *Phlebotomus ariasi* (fig. 83).

2° Champignons.

Au cours de cette enquête, nous avons eu l'occasion de dépister un cas de parasitisme par Entomophthorale chez un imago femelle de *Phlebotomus*

(1) L'un d'entre nous (H. C.) l'a observé aux environs de Tunis sur *Phlebotomus perniciosus*.

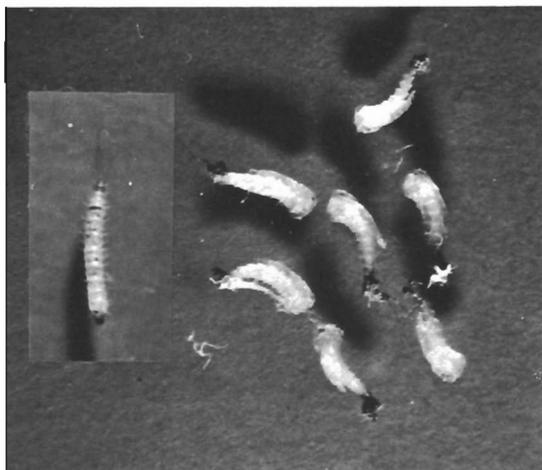


FIG. 83. — *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Larves et nymphes d'élevage.

ariasi (J. A. RIOUX, J.F. MANNIER et S. TOUR, 1966). Nous en rapportons brièvement l'observation :

Le 28 juillet 1965, nous inoculons au Hamster 317 *Phlebotomus ariasi* capturés à La Borie-Nouvelle (Hérault, alt. 500 m).

Les Insectes, inoculés par lots de dix, sont préalablement amputés des trois derniers segments abdominaux. Seule la partie antérieure est broyée dans l'eau salée

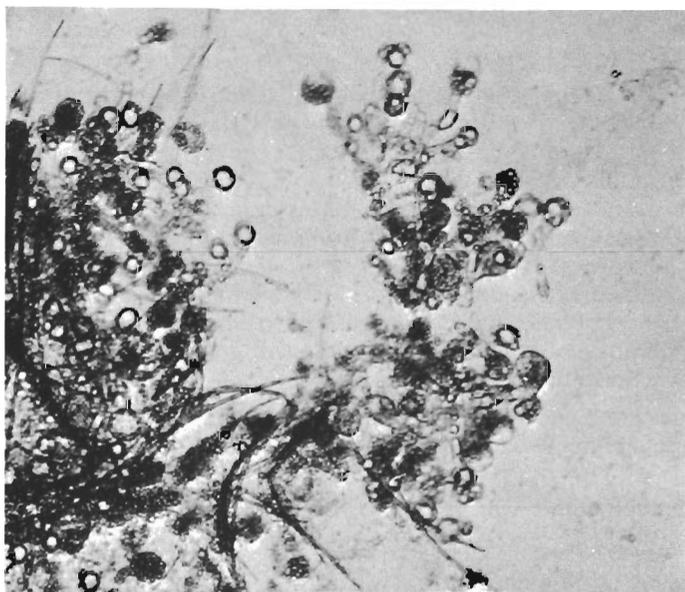


FIG. 84. — *Entomophthora* sp., parasite de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Spores groupées à l'extrémité des rameaux mycéliens.

isotonique et injectée par voie péritonéale au Hamster. L'extrémité postérieure, contenant les spermathèques, est placée dans une goutte d'alcool polyvinylique aux fins d'identification.

En cours de dissection, l'un des exemplaires libère une masse importante d'éléments arrondis et réfringents, que nous identifions facilement comme des « gemmes d'Entomophthorales ». La cavité générale de l'Insecte est totalement remplie de « spores ». Par places, les masses musculaires sont dissociées ou lysées.

Examiné au microscope, le parasite se présente sous la forme de sphérules de $30\ \mu$ de diamètre, bourrées de volumineuses granulations polygonales à contours irréguliers. Ces gemmes (resting spores) sont soit disposées en bouquet à l'extrémité des filaments (fig. 84), soit libres dans le liquide. Les formes libres émettent en général un bourgeon de $15\ \mu$ de diamètre, court et trapu, plus rarement long et ramifié (fig. 85).

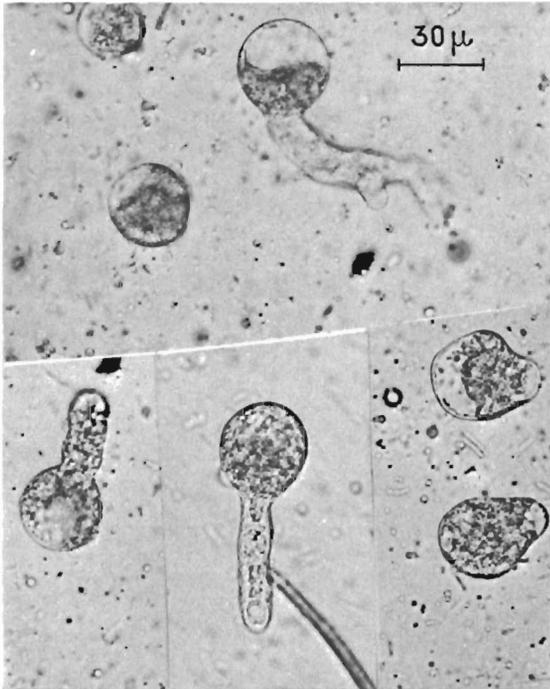


FIG. 85. — *Entomophthora* sp., parasite de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Spores isolées, en voie de germination.

L'unique mention d'une Entomophthorale parasite de Phlébotome est due à P. J. MARETT. En 1915, cet auteur décrit, sous le binôme d'*Empusa papatasi*, un « organisme fongique » localisé dans les glandes salivaires et l'intestin de *Phlebotomus papatasi*. Cette observation, restée unique, est assez peu démonstrative puisqu'à aucun moment il n'est fait mention de stades cœlomiques. A l'inverse, l'auteur signale des « spores nageantes » dans les glandes salivaires, formes inconnues dans le cycle évolutif des Entomophthorales (Phycomycètes amastigines). D'autre part, l'absence d'iconographie rend très difficile l'interprétation des données descriptives. Dans sa liste des Entomoph-

thoracées parasites d'Insectes (1963) D. M. MACLEOD ne fait d'ailleurs nulle-
ment mention de l'observation de P. J. MARETT.

Quant à l'appartenance systématique de notre espèce, il est très difficile
d'en juger en raison de l'absence de « conidies » et de zygosporos. La « spéci-
ficité » assez lâche des Entomophthoracées incite d'ailleurs à la prudence
car, à côté d'espèces inféodées à un seul hôte, nombreuses sont les formes
parasitant les hôtes les plus divers et souvent « systématiquement » très éloignés.

II

LES HÔTES VERTÉBRÉS

Les travaux des épidémiologistes russes (E. N. PAVLOVSKII, 1927, 1964 ; Y. P. VLASOV, 1932; P. A. PETRISHCHEVA, 1935; N. I. LATYSHEV; A. P. KRYUKOVA et T. P. POVALISHINA, 1951), nous ont appris qu'à l'image de nombreuses zoonoses, les leishmanioses évoluent à l'intérieur de territoires géographiquement limités ou « foyers naturels », dans lesquels l'affection perdure tant que n'intervient aucune modification bioclimatique ou édaphique. Le parasite se perpétue sur un ensemble de Vertébrés réceptifs, grâce à l'intervention d'un vecteur spécifique : le Phlébotome.

Avec P. C. GARNHAM (1965), il est à présent classique de distinguer des « foyers primaires », où le réservoir est constitué par le seul vertébré sauvage (Carnivores ou Rongeurs), et des « foyers secondaires » dans lesquels un vertébré domestique se substitue aux hôtes précédents.

De nombreux auteurs situent actuellement les *foyers primaires* de leishmaniose viscérale sur les contreforts montagneux du Tadjikistan et de la Kirghizie, aux confins des grandes steppes de l'Asie Centrale. Dans ces foyers, la zoonose est entretenue par des Canidés sauvages (*Canis lupus* L. et *Canis aureus* L., *Vulpes vulpes* L.) (1); l'agent pathogène est transmis par des Phlébotomes de comportement foncièrement zoophile. L'intrusion de l'Homme dans un tel « complexe » est inhabituelle et, partant, sa contamination exceptionnelle.

Dans les *foyers secondaires*, le Chien occupe la place du réservoir sauvage (2), soit que ce réservoir n'ait jamais existé, soit qu'il ait été peu à peu éliminé par la chasse, la culture ou l'élevage. La zoonose évolue alors au contact même de l'Homme, dont la contamination est inéluctable dès l'instant où existe un vecteur à double potentialité trophique (anthropo-zoophile). Ainsi en est-il des foyers chinois, brésilien et méditerranéen.

(1) Dans le foyer du Nil Bleu, R. KIRK (1956) a également dépisté l'infection chez le Renard des sables (*Vulpes pallida* Cretzschmar, 1826).

(2) Un nouveau pas dans la voie de l'« humanisation » est parfois franchi avec l'éviction du réservoir animal. La maladie devient ainsi strictement humaine, transmise de l'homme malade à l'homme sain, par des Phlébotomes anthropophiles. Des exemples sont fournis par les Kala-Azar indien et, *pro parte*, est-africain. Au terme de cette évolution, le vecteur peut disparaître à son tour, la contamination devient alors directe, par les voies muqueuse (contact vénérien, W.S. SYMMERS, 1960), sanguine (transfusion, H. CHANG, M. CHOW et J. LU, 1948, R. ANDRÉ, L. BRUMPT, B. DREYFUS, A. PASSELECQ et S. JACOB, 1957) ou transplacentaire (G. C. LOW et W. E. COOKE, 1926).



Leishmaniose évolutive. La dépilation et le pityriasis périoculaires donnent l'aspect « en lunettes » caractéristique. La fonte des crotaphytes se traduit par de profonds sillons nasogéniens (cas Elco, teckel de 3 ans).



Leishmaniose ancienne traitée. Cicatrice mutilante de la narine (cas Bobby, griffon vendéen de 7 ans).

Toutefois, le cycle épidémiologique classique Chien-Phlébotome-Homme, caractéristique des foyers secondaires, n'exprime pas toujours l'intégralité des faits. Ainsi, dans certains pays, réservoir domestique et réservoirs sauvages coexistent, par exemple dans l'Etat de Ceara au Brésil, où le Renard des savanes, *Lycalopex vetulus* (Lund, 1848) est atteint au même titre que le Chien (L. M. DEANE et M. P. DEANE, 1954). On comprend que de telles observations puissent remettre en question la structure même du « complexe pathogène », et partant, les options générales de lutte : dans le cas particulier, on est en droit de se demander si l'hôte sauvage se comporte effectivement comme un « réservoir habituel », donc susceptible d'entretenir l'affection sans le secours du Chien ou comme un « réservoir accidentel », c'est-à-dire directement dépendant de l'enzootie canine. C'est seulement dans cette dernière éventualité, où le cycle selvatique n'a pas d'existence propre, que l'éradication de la maladie peut être assurée par l'élimination des Chiens atteints.

LE CHIEN, "RÉSERVOIR DOMESTIQUE"

Depuis la découverte *princeps* de C. NICOLLE (Tunis, 1908), les épidémiologistes sont d'accord pour voir dans le réservoir canin la clef de voûte des foyers secondaires de leishmaniose viscérale. En France, les thèses de E. PRINGAULT (1917), H. CABASSU (1933) et G. FAURE-BRAC (1933) ont fait connaître l'affection dans ses principaux aspects symptomatiques et évolutifs. Chaque année, les vétérinaires praticiens du « Midi » méditerranéen diagnostiquent d'ailleurs un nombre important de cas et insistent, à l'occasion, sur le danger encouru par les enfants vivant au contact des Chiens atteints.

MÉTHODES DE DÉPISTAGE

Au demeurant, le présent chapitre ayant pour objet de situer l'enzootie dans le contexte géographique régional, il n'est pas dans notre intention de détailler les manifestations cliniques et biologiques de la leishmaniose canine. Nous voulons simplement présenter l'essentiel des méthodes de dépistage utilisées au cours de cette enquête.

1. — DÉPISTAGE CLINIQUE.

Il est classique de distinguer deux formes évolutives, aiguë et chronique. Toutefois, comme le fait remarquer H. CABASSU (1933), il est vraisemblable que la plupart des formes chroniques débutent par un épisode aigu et que « certaines formes aiguës ne deviennent jamais chroniques, la mort en précédant l'apparition ». Inversement, nous savons que l'évolution des formes chroniques est souvent émaillée de poussées avec fièvre, anémie et inappétence. Aussi, plutôt que de classer les formes selon la gravité, envisagerons-nous les trois grands types symptomatiques, viscéral, général et cutané.

Syndrome général.

- a) Parmi les symptômes généraux, *la fièvre* prend la première place. Elle s'étale sur plusieurs jours, assez souvent irrégulière, avec des acmés à 39°, 39°5.
- b) *L'amaigrissement* est loin d'être constant et certains sujets conservent longtemps un bon état général. Toutefois, même chez eux, on observe une fonte sélective des muscles crotaphytes et ptérygoïdiens, qui donne à la face un aspect émâcié, en « tête de vieux ». Dans les cas avancés ou lors d'épisodes

aigus, l'atrophie se généralise à l'ensemble de la musculature. Contrastant avec cet amaigrissement, l'appétit est souvent conservé, parfois même exagéré.

c) L'anémie est variable suivant les cas. Elle se manifeste par la lassitude et l'essoufflement à l'effort ainsi que l'aspect porcelainé des conjonctives.

Syndrome viscéral.

— *L'hypertrophie de la rate* est un symptôme classique mais non constant.

— *La polyadénopathie* est, par contre, fidèle (92 % des cas observés); le ganglion poplité en particulier, atteint souvent la taille d'une noix. Il est mobile, ferme et non douloureux.

— *Les signes nerveux* sont fréquents en phase terminale. Les troubles de la sensibilité dominent : le chien gémit au moindre contact, se déplace avec précautions et devient volontiers hargneux; cette hyperesthésie est due en partie aux déterminations cutanées. Les paralysies sont rares. Plus fréquents sont les troubles de l'équilibre qui réalisent, dans les cas avancés, un véritable syndrome ataxo-adynamique.



FIG. 86. — Leishmaniose canine. Association *Leishmania-Hepatozoon*. Maigreur, aspect vieillot, hypertrophie unguéale et eczéma interdigité (cas Rip).

Syndrome cutanéomuqueux.

Il est hautement évocateur de la leishmaniose viscérale.

a) *Les lésions cutanées* proprement dites s'observent fréquemment. On peut distinguer :

— *La dépilation* (88 % des cas observés). Il s'agit au début d'une raréfaction pileaire, régulière et diffuse. Les poils s'arrachent par touffes sur le dos et les lombes. Peu à peu cette dépilation se majore autour des yeux, sur le cou, les coudes, les jarrets, le poitrail et le siège.

— *La dermatite furfuracée.* Signe pathognomonique, la dermatite furfuracée est en général associée à la dépilation. Sous les poils clairsemés ou dans les zones totalement dépilées, le grattage met en évidence des squames pityriasi-formes, d'assez grande taille. Les poils sont souvent encombrés de pellicules blanc-farineux qui se reforment peu de temps après le brossage.

— *L'épaississement de la peau* s'observe surtout à la face, au niveau des paupières, donnant avec la dépilation et le furfur, un aspect « en lunettes » très caractéristique. Sur le reste du corps, en particulier sur le poitrail et l'abdomen, la peau peut prendre un aspect pachydermique avec bourrelets et crevasses.

— *L'érythème* sous-tend en réalité l'ensemble de ces lésions. Il s'agit en fait d'une véritable érythrodermie desquamative due à l'infiltration parasitaire diffuse des téguments.



FIG. 87. — Leishmaniose canine. Association *Leishmania-Hepatozoon*. Large plaque de dépilation et ulcérations du siège (cas Rip).

— *Les ulcérations* sont inconstantes (58 % des cas observés). Les ulcères sont en général nombreux, taillés à l'emporte-pièce, de la taille d'un pois à celle d'une main. Leur fond est assez volontiers sanieux et atone, parfois bourgeonnant. Ils siègent avec élection sur la truffe, l'extrémité des oreilles, les articulations et l'arrière-train.

— *L'hypertrophie des onglons* est un bon élément de diagnostic (89 % des cas observés). Elle s'accompagne d'œdème des orteils et d'intertrigo interdigital.

Les ongles s'allongent démesurément et se recourbent en forme de griffes (onychogrieffose). Pour la plupart des auteurs, les lésions unguéales seraient dues à la fois à l'hyperkératose et à l'hypersensibilité de la sole plantaire empêchant l'usure normale de l'ongle.

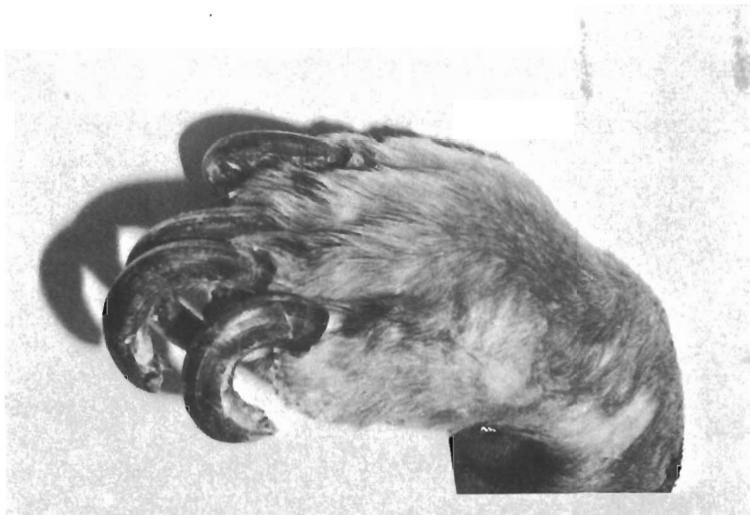


FIG. 88. — Leishmaniose canine. Hypertrophie unguéale (cas Elco).

b) *Les lésions muqueuses.*

— La cavité buccale est souvent le siège d'*érosions* et d'*ulcérations* que l'on dépiste facilement en éversant les lèvres. Leur localisation sélective, en regard des canines, est classique.

— La muqueuse nasale est également atteinte avec une grande fréquence. Les ulcères de la truffe se prolongent à l'intérieur des fosses nasales, l'infiltration œdémateuse de la pituitaire entraîne *jetage* et *stertor*. La baisse de la sensibilité olfactive, souvent remarquée par les chasseurs, est à mettre sur le compte de ces lésions.

— *Les lésions conjonctivales* prolongent parfois l'infiltration périoculaire. Les paupières sont infiltrées, hypertrophiques, souvent ectropionées. La surinfection apparaît alors, entraînant une suppuration chronique, difficilement réductible.

— Fréquente, la *kératite* est très souvent isolée : la cornée prend une teinte bleutée, sans lésion de la conjonctive oculaire. Dans le cas de lésion cornéenne pure, il n'y a ni larmoiement ni photophobie.

2. — MÉTHODES BIOLOGIQUES.

Mise en évidence directe du parasite.

Elle s'appuie classiquement sur les examens et les cultures. On utilise les prélèvements ganglionnaires, cutanés, spléniques, hépatiques et sanguins.

Le suc ganglionnaire s'obtient sans difficultés particulières, par ponction du ganglion poplité (C. PÉRARD, 1936; P. GIRAUD et H. CABASSU, 1936; J. et M. RANQUE et J. et H. CABASSU, 1948). Ce procédé présente de nombreux avantages (simplicité d'exécution, haut rendement de positivité) qui le font préférer par la plupart des praticiens. Dans certains cas (négativité de la ponction, besoin d'un matériel important, étude de la structure histologique), on peut également recourir à la biopsie sous anesthésie locale (1).

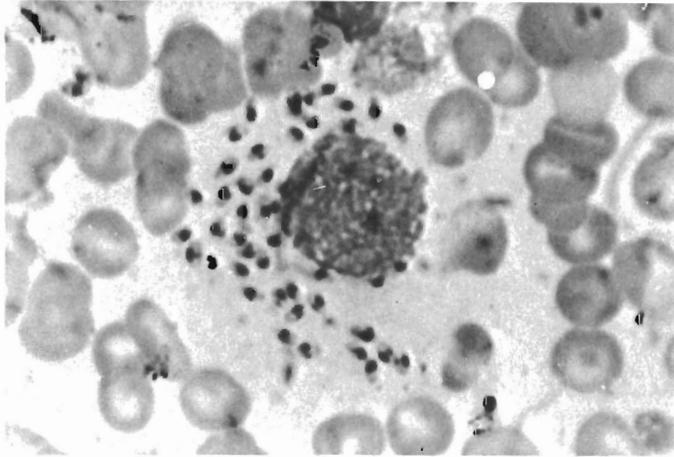


FIG. 89. — Leishmaniose viscérale.
Formes « amastigotes » parasitant un monocyte (frottis de moelle).

Les ponctions splénique et hépatique réclament une certaine pratique. Leur rendement est d'ailleurs inférieur à celui de la ponction ganglionnaire.

— *L'examen direct* s'effectue sur coupe, empreinte ou frottis. Les frottis et les empreintes sont colorés au Giemsa après fixation à l'alcool méthylique. Pour les coupes, nous utilisons la technique préconisée par P. C. GARNHAM.

Fixation au liquide de Carnoy : 3 heures.

Conservation dans l'alcool butylique.

Coloration par le mélange suivant :

Giemsa R.	1 ml
Alcool méthylique	1 ml
Acétone	1 ml
Eau tamponnée (2)	Q.S. 10 ml

— *Les cultures* sont réalisées sur milieux à base de sang. Le chef de file en est le milieu NNN, utilisé en pratique courante. On tend cependant de plus en plus à lui substituer des milieux enrichis en vitamines et en protides, qui

(1) Dans l'une de nos statistiques, portant sur 26 Chiens leishmaniens, les ganglions ont été positifs dans 53 % des cas à l'examen direct et 100 % à la culture.

(2) Tampon :

Na_2HPO_4	0,6 g
KH_2PO_4	3 g
Eau distillée	Q.S. 1 000 ml

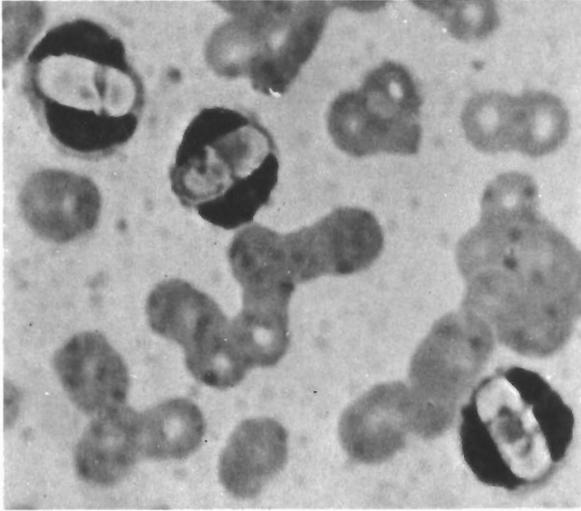


Fig. 90. — *Hepatozoon canis* (James).
Gamétocytes parasitant les lymphocytes (cas Rip).

permettent des cultures plus rapides et plus abondantes. Pour la préparation en masse d'antigènes leishmaniens, nous préférons ainsi le milieu de R.S. BRAY et F. MUNFORD, à base de foie ou le milieu cœur-cerveau-sang, mis au point à l'occasion du présent travail.

1° Milieu NNN.

Composition :

A. — Géluse :

Bacto Agar Difco	10 g
NaCl	6 g
Eau distillée	Q.S. 1 000 ml

La solution de NaCl, préparée séparément, est chauffée jusqu'au frémissement. On ajoute alors la géluse. Le mélange est remué sans arrêt jusqu'à dissolution complète en évitant impérativement la formation de grumeaux. On laisse bouillir puis on distribue dans les tubes (1) à raison de 8 ml par tube. La stérilisation s'effectue à l'autoclave à 120 °C pendant 20 minutes.

B. — *Sang de Lapin* : Il est obtenu par ponction cardiaque (voie droite). Pour ce faire, on utilise des aiguilles 40/15 et des seringues de 50 ml paraffinées. Le Lapin, placé en position dorsale, est maintenu les pattes étirées, la tête placée à la droite de l'opérateur. La cage thoracique est alors saisie entre le pouce et l'index de la main gauche. Le pouce placé sur l'hémithorax gauche repère la pointe du cœur. Après stérilisation de la peau à l'alcool iodé, l'aiguille est enfoncée à la place de l'index dans la direction exacte du pouce (inclinaison de l'aiguille à 30° environ). Le sang pénètre spontanément dans le corps du piston. Quand le volume atteint 40 ml environ, l'aiguille est retirée d'un coup sec puis dessertie de la seringue. Le sang est alors introduit dans un flacon d'Erlenmeyer stérile de 150 ml, contenant

(1) Les milieux sont préparés dans une verrerie parfaitement propre et stérilisée au four à 180 °C pendant 40 minutes. Les tubes de répartition sont du modèle Pyrex 18 × 180, bouchés au coton cardé.

3 ml de citrate de sodium à 10 % et 250 000 U de Pénicilline. On agite d'un mouvement circulaire pour assurer correctement le mélange. La conservation s'effectue à + 5 °C.

C. — *Mélange gélose-sang*: Gélose et sang sont extraits du réfrigérateur et maintenus à la température du laboratoire 2 heures environ avant l'opération. La gélose est mise à fondre en plaçant les tubes dans un bain-marie porté progressivement de la température ambiante à l'ébullition. La température de la gélose est alors voisine de 70 °C.

Avant d'ajouter le sang, on laisse refroidir les tubes jusqu'à 45 °C environ (1). On ajoute alors 1 ml de sang par tube. Un large mouvement circulaire assure le mélange tout en évitant la formation de bulles. On laisse refroidir pendant trois heures en position inclinée sur des portoirs obliques. Les tubes sont alors replacés en position verticale et mis à l'étuve à 37° pendant 24 heures de manière à vérifier la stérilité et favoriser l'exsudation de la gélose. La conservation s'effectue au réfrigérateur à + 5 °C, au maximum 15 jours. Passé ce délai, un début d'hémolyse survient fréquemment; les milieux sont alors impropres à la culture.

ÉTUDE COMPARATIVE DE LA-CROISSANCE SUR MILIEUX
NNN ET CŒUR-CERVEAU-SANG
(Souche XI)

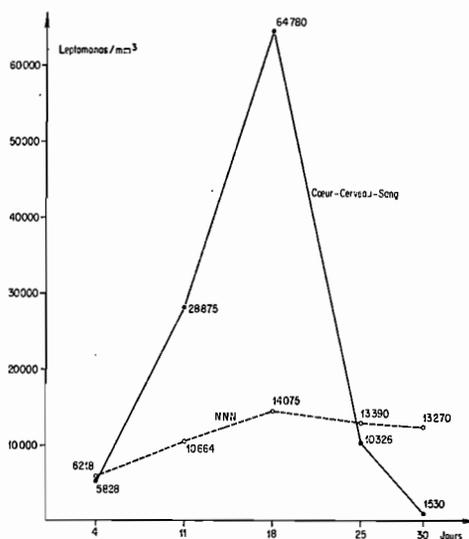


FIG. 91. — Croissance d'une souche de *Leishmania donovani* sur milieux NNN et cœur-cerveau-sang. Excellent pour l'obtention rapide de cultures « en masse », le milieu CCS cède la place au milieu NNN pour la conservation proprement dite (comparer les rendements des deux milieux aux 18^e et 30^e jours).

2° Milieu cœur-cerveau-sang.

Ce milieu assure une croissance plus rapide des souches. Le maximum de concentration s'obtient en général vers le 10^e jour, c'est-à-dire 8 jours avant celui du

(1) Si la température est supérieure à 45° le laquage du sang se produit rapidement; si la température est inférieure à 45 °C la reprise en masse de la gélose interdit le mélange.

milieu NNN. Ce développement accéléré convient particulièrement pour l'obtention de quantités importantes de parasites, en vue des préparations antigéniques (tabl. XI et XII).

Composition :

Brain Heart Infusion Agar Difco	52 g
Eau distillée	Q.S. 1 000 ml

On verse la poudre dans l'eau froide puis on porte à l'ébullition. On répartit ensuite à raison de 8 ml par tube. La stérilisation s'effectue à 120 °C pendant 20 minutes. Le sang est ajouté comme dans la technique du milieu NNN. La conservation s'effectue également au réfrigérateur à + 5 °C; elle est meilleure que dans le cas précédent (1 mois sans hémolyse). A noter l'absence d'exsudation et par conséquent la nécessité d'introduire dans le tube une certaine quantité d'eau salée isotonique lors de l'ensemencement.

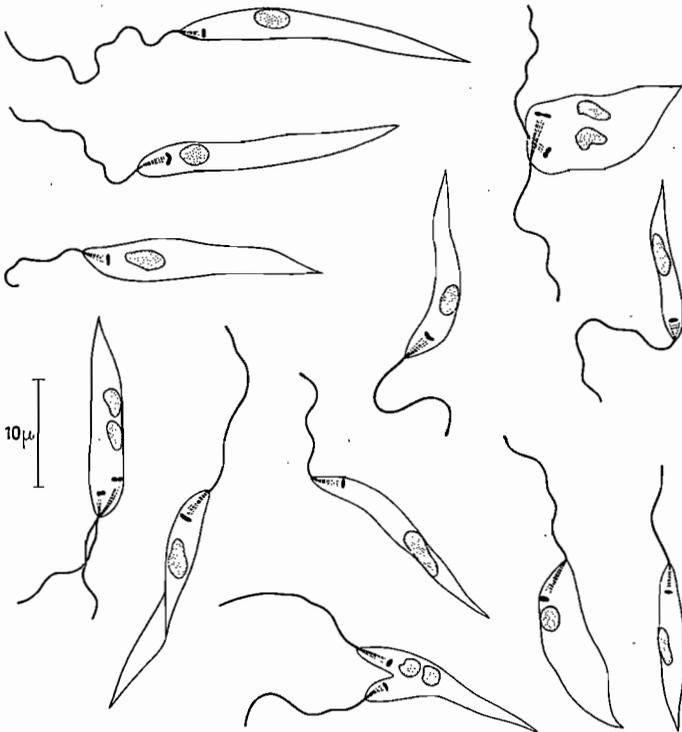


FIG. 92. — *Leishmania donovani* (Laveran et Mesnil).
Formes « promastigotes » de culture (milieu NNN).

3° Milieu foie-levure-sang :

Ce milieu a été mis au point par R. S. BRAY et F. MUNFORD (1967) à l'occasion de leurs travaux sur les antigènes leishmaniens.

Composition :

Agar Base n° 2 Oxoid	40 g
Eau distillée	Q.S. 1 000 ml

TABLEAU XI

Rendements comparés des milieux NNN, cœur-cerveau et foie-levure (Souche XI)

Age de la culture	Nombre de <i>Leptomonas</i> par ml		
	NNN	CCS	FLS
3 jours	13×10^5	58×10^5	32×10^5
6 jours	42×10^5	970×10^5	115×10^5
9 jours	38×10^5	303×10^5	173×10^5
12 jours	65×10^5	397×10^5	246×10^5
15 jours	21×10^5	63×10^5	160×10^5

Comme précédemment, il peut être réparti en tubes à essais ou en boîtes de Roux d'un litre, technique utilisée pour l'obtention de grands volumes de cultures. Nous procédons alors de la façon suivante : la gélose, dissoute à froid, est portée et maintenue pendant 5 minutes à l'ébullition. Stérilisée à l'autoclave pendant 20 minutes à 120 °C, elle est ensuite stockée au réfrigérateur jusqu'au lendemain. Avant la répartition en boîtes de Roux, on étale préalablement 15 ml de gélose sur les parois du récipient de manière à former une fine pellicule qui assure une meilleure adhérence du milieu. La gélose est à nouveau fondue au bain-marie. On lui ajoute alors 10 % de sang de Lapin citraté. On distribue stérilement 110 ml de milieu par boîte. Après refroidissement (repos 1/2 journée) et passage au réfrigérateur, on introduit dans chacune des boîtes 35 ml de solution de Hanks. Le milieu est alors prêt à être ensemencé.

TABLEAU XII

Rendements sur milieux NNN et CCS (Résultats, au 18^e jour, exprimés en nombre de *Leptomonas* par mm³)

SOUCHES		NNN	CCS
Leishmania	K. A. humain (S. XI)	16000	24061
	K. A. humain (S. XIX)	12015	13070
	B. O. (S. XVIII)	14928	91169
	Leish. Renard (S. XXI)	9078	132890
	Leish. canine (S. XXV)	6264	4617
Trypanosoma	T. sp.: S. T1 (Belette)	6679	95155
	T. blanchardi: S. T2 (Lérot)	6436	40546
	T. lewisi: S. T6 (Rat)	3109	3405
	T. pestanai: S. T9 (Blaireau)	21624	51516
	T. cf. platidactyli: S. G2 (Gecko)	8062	97500

Quel que soit le milieu utilisé, le matériel d'ensemencement est fourni par raclage ou biopsie de lésions cutanées, ponction ou biopsie ganglionnaire, ponctions médullaire, splénique ou hépatique, prise de sang. Les liquides physiologiques sont ensemencés directement; les fragments d'organes sont broyés dans 2 ml d'eau salée isotonique additionnée de pénicilline. Les tubes de culture sont conservés à l'étuve à 24 °C. Sur milieu NNN, les repiquages sont réalisés tous les 7 jours. La positivité de la culture est authentifiée par la découverte de *Leptomonas* dans le liquide de condensation; la négativité n'est affirmée qu'après l'insuccès du 5^e repiquage, soit six semaines après la primoculture.

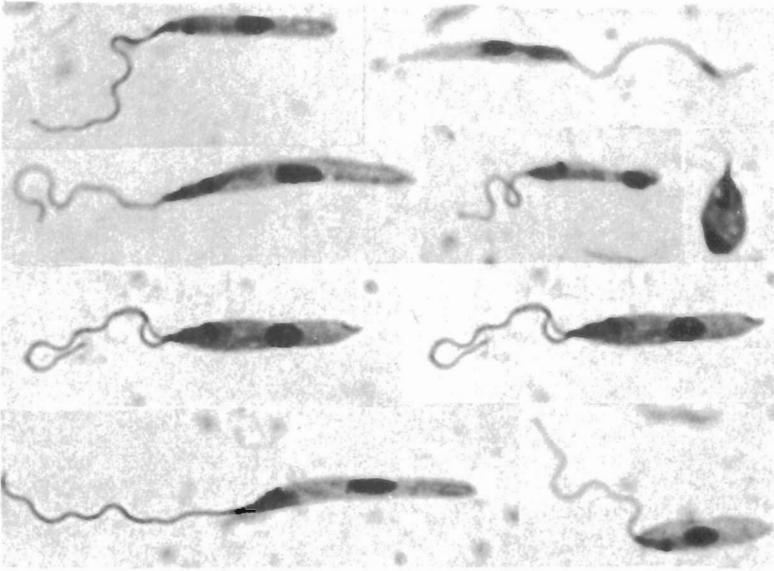


FIG. 93. — *Leishmania donovani* (Laveran et Mesnil).
Formes « promastigotes » de culture (milieu NNN).

Recherche des témoins de l'infestation.

Elle fait appel à des techniques para-immunologiques, basées sur l'instabilité protéinique du sérum et, mieux encore, à des réactions spécifiques, de type immunologique *s.st.*

RÉACTIONS NON SPÉCIFIQUES.

Parmi les réactions para-immunologiques, nous utilisons :

— la leuco-formol-gélification, initialement mise au point par J. GATÉ et G. PAPACOSTAS en 1922 pour le diagnostic de la syphilis, puis appliquée au diagnostic des leishmanioses en 1924 par F. P. MACKIE et L. E. NAPIER :

On ajoute II gouttes de formol (40 %) à 1 ml du sérum suspect. La réaction est positive lorsque se produisent à la fois l'opacification et la gélification du mélange.

— la réaction de BRAHMACHARI :

Dans un tube à hémolyse, on verse avec précaution un demi à un ml d'eau distillée sur le sérum suspect. La réaction est positive lorsqu'apparaît un anneau blanc à la limite des deux liquides.

En marge de ces réactions, citons l'étude des globulines α_2 et γ (fig. 94) qui peut aider au diagnostic et permet surtout de suivre l'évolution de la maladie sous traitement.

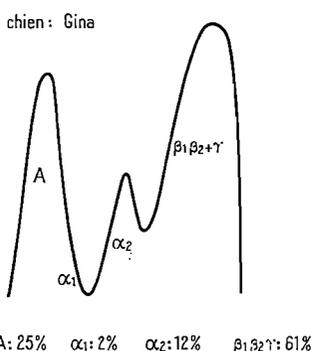


FIG. 94. — Electrophorogramme du sérum dans un cas de leishmaniose canine (cas Gina).

RÉACTIONS SPÉCIFIQUES.

Initialement, ces réactions (fixation du complément : G. N. MAKKAS et J. PAPASSOTIRIOU, 1911; agglutination : C. NICOLLE et L. MANCEAUX, 1909, G. DA CRISTINA, 1911) ont été préconisées pour tenter de résoudre les problèmes taxonomiques posés par les nombreux représentants du genre *Leishmania*. D'autres, plus récentes (immunofluorescence : F. G. ODDO et G. CASCIO, 1963; J. J. SHAW et A. VOLLER, 1964 ; précipitation en gélose : E. F. CHAFFÉE, 1963) sont surtout appliquées au diagnostic et au dépistage.

1) Réaction d'agglutination.

Cette réaction, d'exécution simple, a été employée par de nombreux auteurs (H. NOGUCHI, 1926; I. J. KLIGLER, 1926; N. I. KHODUKIN et M. S. SOFIEV, 1930; A. M. DA CUNHA, 1938; S. L. CHANG et W. O. NEGHERBON, 1947) pour séparer les divers taxons et tester leur antigénicité (S. ADLER et J. ADLER, 1955). La méthode mise au point à l'occasion de cette enquête, utilise des *Leptomonas* cultivés sur milieu NNN. Les sérums sont préalablement décomplémentés à 56 °C pendant une demi-heure (J. GABRIAC, 1963). La réaction proprement dite dérive de la technique d'agglutination mise au point par P. GIROUD

(1942) et M. R. CASTANEDA (1945) pour le diagnostic des rickettsioses.

Dans un premier temps, le sérum est dilué en progression géométrique de raison 2, du 1/50° au 1/6 400°, puis est déposé sur des lames à concavités, à raison d'une goutte de dilution par cupule. Dans chaque cupule on ajoute une goutte de la suspension antigénique. A l'aide d'une pipette finement effilée, on reporte alors une microgoutte de mélange sur une lame porte-objet. Chaque lame reçoit VIII gouttes correspondant à la série des dilutions utilisées. La réaction comprend en outre trois témoins : d'une part, l'antigène pur de manière à dépister les agglutinations spontanées, d'autre part un sérum positif et un sérum négatif de référence. Les lames sont maintenues en atmosphère humide à 22 °C pendant une heure, puis séchées à l'étuve à 37 °C et colorées au Giemsa; la lecture s'effectue au microscope, à faible grossissement. La taille des agglutinats et le nombre de *Leptomonas* libres constituent les deux critères d'appréciation.

Cette réaction met en évidence les antigènes de groupe car les immunosérums répondent aussi bien avec les antigènes de souches humaines (viscérale et cutanée) que canine. Elle est, semble-t-il, spécifique du genre *Leishmania* car elle n'a jamais été positive avec les sérums de sujets atteints d'autres protozooses (trypanosomoses et piroplasmoses).

2) Réaction de fixation du complément.

Mise au point dans un but diagnostique, cette méthode a été appliquée au dépistage de la leishmaniose dès 1911 par G. N. MAKKAS et J. PAPANASSIOU. Trois types d'antigènes, dont un non spécifique, sont actuellement utilisés sous forme d'extraits.

1° Extraits de bacilles acido-résistants.

Reprenant les constatations fortuites de L. ASSUMPCAO et G. F. SILVEIRA (1935), P. C. SEN GUPTA (1943) utilise cet antigène pour le diagnostic du Kala-Azar indien. Il s'agit initialement d'extraits de bacille de Koch, puis de bacille de Kedrowsky (1943). En 1957, V. NUSSENZWEIG reprend la réaction à l'occasion d'enquêtes épidémiologiques sur la leishmaniose canine.

2° Extraits de la forme « amastigote » (1).

En 1926, E. HINDLE, P. C. HOU et W. S. PATTON, préparent un antigène à partir de rate de Hamster infesté, méthode reprise en 1932 par E. FALCHETTI et G. FAURE-BRAC pour le dépistage de la leishmaniose canine. Dans le même esprit, H. L. CHUNG et N. C. CHANG (1951) utilisent un broyat de foie et de rate de Spermophiles parasités [*Citellus citellus dauricus* (Brandt, 1844)].

3° Extraits de la forme « promastigote ».

Parallèlement, H. NOGUCHI (1926) expérimente plusieurs extraits antigéniques de la forme flagellée pour tenter de séparer les genres *Leishmania*, *Criethidia*, *Trypanosoma*. En 1934, M. KHALIL met au point le diagnostic immunologique du Kala-Azar humain à l'aide d'une suspension chauffée de *Leptomonas*.

(1) Nomenclature selon C. A. HOARE et F. G. WALLACE (1966).

Des tentatives de purification sont ensuite poursuivies par A.M. DA CUNHA et E. DIAS (1938), puis H. GHOSH, N.N. GHOSH et J.C. RAY (1945). En 1947, S.L. CHANG et W.O. NEGERBON constatent des différences antigéniques. En 1964, J. RANQUE et S. DUNAN utilisent avec succès un antigène extrait de *Crithidia oncopelti* (Noguchi et Tilden, 1926). Dans un but simplement diagnostique, nous avons repris cette méthode en utilisant un extrait antigénique obtenu par congélations et décongélations (10 fois) suivies de broyage.

En raison de la fragilité des antigènes leishmaniens, les méthodes à chaud, type DEBAINS, sont remplacées par une méthode, type KOLMER, dans laquelle la fixation se fait à basse température (+ 4 °C) pendant 18 heures.

Le titrage du complément est réalisé en présence d'antigène, sur une dilution au 1/30 de complément lyophilisé (Institut Pasteur de Paris).

	ml									
Antigène	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1
Complément	0,02	0,04	0,06	0,08	0,10	0,12	0,14	0,16	0,18	0,20
(1/30)										
Diluant	0,28	0,26	0,24	0,22	0,20	0,18	0,16	0,14	0,12	0,10
Bain-marie 37 °C pendant 30 minutes.										
Hématies 2 %										
0,1										
Sérum hémol. } 0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
2 U : 0,1										

Bain-marie 37 °C pendant 30 minutes.

Le tube contenant la plus petite quantité de complément ayant provoqué l'hémolyse totale contient une unité de complément. La réaction proprement dite, de type quantitatif, nécessite deux unités de complément et utilise des doses croissantes de sérum en présence de doses fixes d'antigène. Chaque sérum obtenu sur matériel siliciné et préalablement décomplémenté par chauffage à 56 °C (une demi-heure), est dilué en progression géométrique de raison 2, du 1/10° au 1/1 280°. 0,1 ml de chaque dilution est distribué dans chaque tube. 0,1 ml d'antigène et 0,2 ml de complément (2 unités) sont alors ajoutés au sérum. Quatre systèmes-témoins sont utilisés :

- le témoin antigène, contenant tous les éléments, excepté le sérum;
- le témoin sérum, contenant tous les éléments (dont le sérum au 1/10°) excepté l'antigène;

Ces deux premiers témoins permettent de vérifier l'absence de pouvoir anti-complémentaire tant des antigènes que des sérums.

- le troisième témoin permet de tester le complément : il comporte trois tubes contenant respectivement : 2 U de complément (0,2 ml) + le diluant (1) pour le premier, 1,5 U de complément (0,15 ml) + le diluant pour le second et 1 U de complément (0,1 ml) + le diluant pour le troisième;

- le témoin système hémolytique et son diluant seul.

Les tubes sont alors agités, placés à 4 °C pendant 18 heures puis réchauffés au bain-marie à 37 °C et complétés par 0,2 ml du système hémolytique suivant : globules rouges de mouton (2 %), sérum hémolytique (2 unités pour 0,1 ml). Dès que le témoin antigène et le témoin sérum sont hémolysés, on lit la réaction. Celle-ci est considérée comme positive à partir de la dilution au 1/80°.

(1) Tampon Véronal de MAYER pH 7,2.

TABLEAU XIII
Réactions de fixation du complément (Souche XI)

		Dilutions des sérums										Remarques
		TS	1	2	3	4	5	6	7	8	9	
		$\frac{1}{10}$	$\frac{1}{10}$	$\frac{1}{20}$	$\frac{1}{40}$	$\frac{1}{80}$	$\frac{1}{160}$	$\frac{1}{320}$	$\frac{1}{640}$	$\frac{1}{1280}$	$\frac{1}{2560}$	
L A P I N S	R ₁	-	±	±	-	-	-	-	-	-	-	Avant immunisation
	R ₂	-	±	-	-	-	-	-	-	-	-	Avant immunisation
	R ₁₇₀	-	+	+	+	+	-	-	-	-	-	Fin d'immunisation
	R ₁₇₀	-	+	+	+	+	+	+	-	-	-	Fin d'immunisation
C H I E N S	Flouckie	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	Leishmaniose
	Patapouf	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	Leishmaniose
	Lassie	-	+	+	+	+	-	-	-	-	-	Leishmaniose
	Clairon fils	-	+	+	+	+	±	-	-	-	-	Leishmaniose
	Rex	-	+	+	+	+	±	-	-	-	-	Leishmaniose
	Kirsch	-	±	-	-	-	-	-	-	-	-	Leishmaniose
	Lynx	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	Témoin
	Polo	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	Témoin
	Athos	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	Témoin
Gurt	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	Témoin	
R E N A R D S	2962	-	+	+	+	+	±	-	-	-	-	Inoculé
	2963	-	+	+	+	+	-	-	-	-	-	Inoculé
	2961	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	Témoin

3) Réaction d'immunofluorescence.

Appliquée depuis peu au diagnostic des leishmanioses, l'immunofluorescence tend à se généraliser. F. G. ODDO et G. CASCIO (1963), J. J. SHAW et A. VOLLER (1964), R. E. DUXBURY et E. H. SADUN (1964), R. S. BRAY et R. LAINSON (1965), se sont attachés à la mise au point de la méthode et l'ont appliquée au diagnostic du Kala-Azar humain. J. RANQUE, S. DUNAN, M. QUILICI et P. RANQUE l'ont utilisée à leur tour dans le diagnostic des leishmanioses humaine et canine. La technique décrite ici est inspirée de ces derniers auteurs.

Les antigènes sont constitués par des suspensions de cultures de *Leishmania donovani*, *Leishmania tropica*, *Crithidia oncopelti* et *Crithidia fasciculata* (Novy, MacNeal et Torrey, 1917) titrant environ 5 000 parasites par mm³. Les sérums sont dilués en tampon P.B.S. à pH 7,2. Les conjugués sont constitués par de l'anti-gamma globuline humaine conjuguée.

Les manipulations proprement dites comportent les temps suivants :

— Les gouttes, préalablement étalées sur les lames et séchées, sont fixées

TABLEAU XIV

	Sérums de chiens	Fixation du complément	Immunofluorescence
Leishmanioses parasitologiquement confirmées	n° 4	+	+(1)
	5	+	+
	9	+	—
	10	+	+
	12	+	+
	16	+	—
	20	+	+
	24	+	+
	25	AC(2)	+
	26	+	+
	28	+	+
	29	+	+
	31	+	+
	32	AC	+
	33	—	+
	34	—	—
	36	+	+
	37	AC	+
	40	+	+
41	AC	+	
Témoins	21	AC	—
	27	—	±
	30	—	—
	42	±	—
	44	—	—
	46	—	—
	52	AC	—

(1) + : Réaction positive : taux supérieur à 1/40 en fixation du complément
taux égal ou supérieur à 1/100 en immunofluorescence

— : Réaction négative.

(2) AC : sérum anticomplémentaire en fixation du complément.

pendant 10 minutes dans un bain d'acétone purifiée. Une goutte de chaque dilution de sérum est alors déposée sur chaque goutte d'antigène. Les lames sont maintenues en chambre humide à 37 °C pendant une demi-heure, puis lavées en tampon P.B.S. pH 7,2. Le sérum conjugué est alors ajouté. Un nouveau passage à 37 °C en chambre humide est suivi de deux lavages en tampon.

Trois témoins : sérum, antigène et conjugué font également partie de chaque série de réactions.

Pour atténuer l'autofluorescence de fond, une contre-coloration selon la technique de R. E. DUXBURY et E. H. SADUN (1964) est pratiquée comme suit : après le dernier lavage, les lames sont immergées pendant 10 minutes dans une solution de Bleu d'Evans à 1/10 000^e; les lames sont à nouveau lavées deux fois en tampon, essuyées, séchées. Elles sont recouvertes d'une goutte de glycérine tamponnée, puis d'une lamelle. La lecture se fait au microscope à fluorescence (tabl. XIV).

La réaction paraît sensible et spécifique au taux de 1/100^e. Toutefois, dans les leishmanioses animales, il serait souhaitable d'utiliser les conjugués anti-globuline correspondants.

4) Réaction de précipitation en gélose.

La réaction de précipitation en gélose ou de double diffusion en tubes selon la méthode de J. OUDIN modifiée par O. OUCHTERLONY (diffusion sur plaque) est, elle aussi, d'application récente dans les leishmanioses. (E.F. CHAFFEE, 1963 ; R. S. BRAY et R. LAINSON, 1966; M. QUILICI, S. DUNAN et J. RANQUE, 1968).

Dans la technique que nous utilisons, les antigènes sont des extraits solubles obtenus par lyophilisation, suivie de broyage à sec et d'extraction. Une nouvelle lyophilisation en assure la conservation. Les extraits sont utilisés à forte concentration (1) : en moyenne 20 mg d'extrait sec dilué dans 0,1 ml d'eau chlorurée sodique à 9 ‰. Les sérums sont également concentrés deux à trois fois.

Le gel dans lequel s'effectue la diffusion est préparé extemporanément. Il contient 0,9 % d'agarose en eau chlorurée isotonique. Le mélange, chauffé à 90 °C jusqu'à consistance du gel, est coulé, peu de temps avant la réaction, sur des lames de 110 × 50 mm.

Les manipulations proprement dites comportent les temps suivants :

Sur des lames préalablement dégraissées et numérotées, on coule 9 ml de gel (épaisseur finale 2 mm). On laisse « prendre » le gel puis on taille à l'emporte-pièce deux cupules destinées à recevoir l'antigène et le sérum. La distance optimale des deux cupules est obtenue empiriquement.

Antigène et sérum concentrés sont alors déposés dans leur cupule respective. Les lames sont placées pendant 48 heures en chambre humide, à la température du laboratoire, puis lavées pendant trois jours dans un bain d'eau salée isotonique, renouvelé; enfin séchées à plat à l'aide d'une feuille de papier Whatman n° 1 et colorées par l'amido-Schwartz.

Cette réaction paraît spécifique car les témoins sont sans exception né-

(1) Pour obtenir une quantité suffisante d'antigène, les cultures sont effectuées en boîtes de Roux sur milieu cœur-cerveau-sang (8 jours à 24 °C). Le liquide de condensation contenant les *Leptomonas* est alors centrifugé à faible vitesse (2 500 tr/mn); le culot obtenu est lavé à plusieurs reprises (4 à 5 fois) en tampon véronal pH 7,2.

gatifs. Les sérums de chiens leishmaniens présentent jusqu'à 6 arcs de précipitation avec l'antigène homologue.

La méthode peut être complétée par une électrophorèse préalable de l'antigène (immunoélectrophorèse). Cette technique, plus sélective, devrait permettre de différencier les « races » biologiques ou géographiques. Toutefois une difficulté majeure limite pour l'instant la diffusion de ces techniques : la consommation considérable d'antigène, qui nécessite la production massive de *Leptomonas* de culture et partant l'emploi de milieux à haut rendement (milieu foie-levure-sang; milieu cœur-cerveau-sang).

3° UN CAS TYPIQUE DE LEISHMANIOSE CANINE.

A titre d'exemple, nous rapportons l'observation d'un chien atteint de leishmaniose à forme chronique, suivi pendant deux ans, d'abord par le vétérinaire responsable du diagnostic (F. ROBERT), puis par nous-même au laboratoire d'Ecologie médicale.

L'Épagneul breton Rex (♂), âgé de 6 ans, est né et a toujours vécu dans une ferme des environs de Cessenon, petit village héraultais situé sur la rive droite de l'Orb, à quelque 80 m d'altitude. Le 25 juin 1966, il nous est adressé alors que son affection évolue depuis l'automne précédent.

A l'entrée, l'état général est sensiblement normal : l'appétit est conservé, l'activité physique bonne. A l'inverse, les signes cutanéomuqueux sont très marqués : la dépilation atteint les oreilles, le poitrail et l'arrière-train. Le museau est le siège d'une hyperkératose crevassée. Les ongles sont déjà longs et incurvés. On note également une blépharo-conjonctivite bilatérale.

Une prise de sang pratiquée le jour de son entrée donne les résultats suivants :

Globules rouges	5 300 000
Globules blancs	7 800
Polynucléaires neutrophiles	73 %
Polynucléaires éosinophiles	5 %
Mononucléaires	22 %
Hématocrite : 40 %.	

La réaction de GATÉ et PAPACOSTAS est positive (gélification et opacification instantanées). L'hémoculture sur milieu NNN est négative. Par contre, l'examen direct et la culture du ganglion sont positifs.

Le 2 août 1966, un nouvel examen montre une aggravation nette des symptômes cutanés. Il existe de nombreuses érosions sur les zones dépilées. Les produits de grattage sont d'ailleurs fortement positifs (frottis et cultures). Les paupières, rouges et œdématisées, renferment également des Leishmanies. L'hémoculture est négative.

Le 22 novembre 1966, l'aggravation se confirme. L'animal est asthénique, malgré un certain embonpoint. Les lésions cutanées se sont étendues aux pattes et au museau. De nombreux ulcères parsèment les nappes d'érythème à la hauteur des coudes et des jarrets.

Un examen sanguin montre :

Globules rouges	5 880 000
Globules blancs	12 260
Polynucléaires neutrophiles	79 %
Polynucléaires éosinophiles	3 %
Mononucléaires	18 %
Hématocrite : 30 %.	

L'hémoculture est toujours négative.

Le 14 décembre 1966, on prescrit une cure de Lomidine à raison d'une injection intra-musculaire par jour, sous couverture corticoïde et antihistaminique. L'animal reçoit ainsi 0,36 g de Lomidine pour un total de 8 injections. Après une discrète amélioration, marquée surtout par une reprise de l'activité physique, l'aggravation se manifeste progressivement. Dès lors, le traitement est suspendu pour des motifs d'expérimentation (cf. infestation de *Phlebotomus ariasi*).

Le 1^{er} février 1968, alors que les symptômes cutanéomuqueux se sont majorés (blépharo-conjonctivite intense, dépilation étendue, ulcères nombreux et profonds) survient un épisode subcomateux, d'évolution rapide. L'animal reste prostré, insensible aux excitations extérieures. Une paralysie progressive de l'arrière-train s'installe peu après. La mort survient dans le marasme, le 8 février 1968.

Parmi les différents organesensemencés sur NNN, seuls la rate, le ganglion et le testicule sont positifs. La réaction de fixation du complément est positive au 1/160.

Examen anatomo-pathologique des prélèvements nécropsiques (P. DESTOMBES, Institut Pasteur, Paris) :

Peau-Museau.

Le tégument présente, dans la partie centrale du prélèvement, une ulcération à fond granulomateux. A proximité de l'ulcération, il existe, entre les follicules pileux, des nodules inflammatoires à centre histiocytaire et périphérie plasmocytaire. La réaction ne s'étend cependant pas loin en profondeur. Dans les cytoplasmes de nombreux histiocytes, qu'ils soient sous-jacents à la nécrose purulente de surface ou au centre des nodules inflammatoires, on observe *quelques Leishmanies* typiques.

Sole plantaire.

Sur une partie de ce tégument, on observe une nécrose *in situ* de l'épithélium malpighien de surface, mais sans ulcération. A ce niveau, seules les extrémités profondes des crêtes interpapillaires persistent. Dans les papilles, on note une réaction inflammatoire à polynucléaires, mais sans histiocytose. Sous une papille profonde existe une plage d'imprégnation calcaire avec réaction de résorption. Absence de *Leishmanie*.

Œil.

Au niveau du limbe scléro-cornéen, on note une réaction inflammatoire chronique lymphocytaire avec quelques histiocytes et, sous la conjonctive de cette zone, de l'œdème avec quelques leucocytes. Entre les fibres musculaires du corps ciliaire, existe une certaine plasmocytose. Présence de *quelques Leishmanies* dans les cytoplasmes histiocytaires.

Poumon.

Tramite avec épaississements locaux fibro-inflammatoires centrés par du pigment d'aspect anthracosique.

Ganglion péritonéal.

Réaction inflammatoire chronique : les voies lymphatiques interfolliculaires et le sinus périphérique sont élargis par une hyperplasie réticulo-histiocytaire. Les sinus profonds de la médullaire sont très riches en macrophages chargés de pigment et de débris cellulaires. En outre, la capsule du ganglion supporte, en dehors, des nodules inflammatoires à centre histiocytaire et périphérie lympho-plasmocytaire. *Assez fréquentes Leishmanies* dans les histiocytes.

Ampoule rectale.

Paroi intestinale en réaction inflammatoire chronique notable : une forte congestion et une lympho-plasmocytose s'observent aussi bien entre les glandes de la

muqueuse que sous la *muscularis mucosae*. En certains points, il existe également une histiocytose, mais il n'a pas été vu de Leishmanie.

Foie.

Absence de lésion de la travée hépatique, en particulier ni nécrose, ni stéatose. Par contre, remarquable dilatation des sinusoides avec congestion massive, mais absence de dilatation de la veine centrolobulaire. Absence d'infiltration cellulaire inflammatoire.

Rate.

Présente deux types de lésions : 1°) plusieurs plages assez étendues d'angiomes caverneux gorgés de sang (« splénomes de la pulpe rouge ») et surtout des nodules histiocytaires de taille variable et dont beaucoup ont un centre en nécrose fibrinoïde, avec, dans les histiocytes périphériques, des *Leishmanies* assez fréquentes ; 2°) quelques plages de dégénérescence amyloïde.

Moelle osseuse

Fibro-adipeuse, sans inflammation ni Leishmanie.

Rein.

Parenchyme rénal montrant des lésions notables de fibrose interstitielle et parenchymateuse, transformant certains glomérules en « pains à cacheter ». Tubulite chronique et turgescence cellulaire des tubes contournés; en aval, obstruction des lumières; les collecteurs hébergent tous un contenu d'aspect albumineux. Quelques nodules lymphocytaires sont dispersés dans la médullaire.

Cœur, estomac, pancréas, intestin grêle, vésicule biliaire et vessie.

Normaux.

LOCALISATION GÉOGRAPHIQUE

En France, la leishmaniose canine prédomine dans les régions méridionales. Dans le « Midi », elle s'étend sur la totalité des départements méditerranéens (E. PRINGAULT, 1914; E. CÉSARI, 1925; L. ROZIER, 1926; M. ROGER, H. HARANT et M. PATAUT, 1933) et remonte, par la vallée du Rhône, jusqu'à Lyon. Vers l'ouest, elle atteint le bassin sous-aquitain où d'assez nombreux cas sont connus en Haute-Garonne (fig. 95). Sur l'ensemble de ces régions, la maladie est transmise selon le mode épidémiologique habituel « Chien-Phlébotome-Chien ». Plus au nord, quelques cas, incontestablement autochtones, ont été signalés (J. GUILHON et G. LOGÉ, 1950; J. GUILHON, 1950). Pour eux, on peut évidemment évoquer la contamination directe (morsure, coït, etc.) à partir de leishmanioses importées. Toutefois, il n'est pas interdit de penser que, dans certaines localités situées en dehors des foyers endémiques, mais à micro-climat favorable, le processus de transmission classique, par vecteurs, ne puisse encore se produire. Il s'agirait évidemment de cas sporadiques, ne pouvant en aucune manière entretenir la maladie.

Dans la zone s'étendant des Pyrénées-Orientales au Rhône, la leishmaniose canine atteint sa fréquence maximale en semi-montagne (versant méridional des Cévennes, de la Montagne Noire et de l'Espinouse) où elle évolue sur le mode rural. Dans les régions de plaine, l'affection est surtout dépistée dans les grandes villes (Montpellier, Sète, Béziers). Elle porte alors sur des animaux ayant fait un séjour estival en territoire endémique.

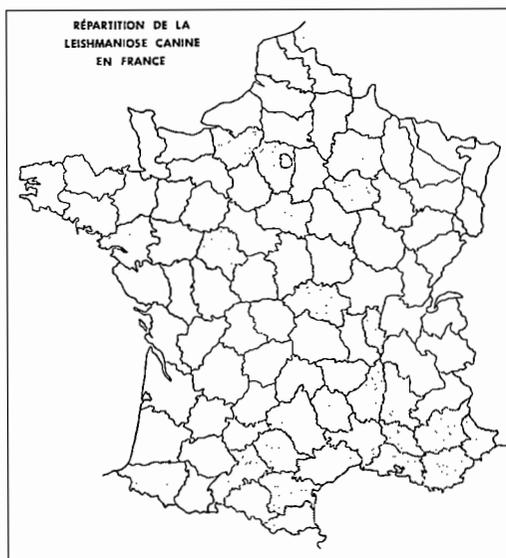


FIG. 95. — Répartition de la leishmaniose canine en France.
Les cas signalés dans le nord correspondent en général à des animaux
ayant séjourné dans les départements méridionaux.

Comme nous le verrons à propos du chapitre de synthèse (*cf.* p. 174), la densité des chiens par km² est nettement supérieure dans la zone sub-littorale où précisément la leishmaniose est rare. C'est la constatation qui ressort d'un recensement réalisé en 1967 sur l'ensemble du département de l'Hérault (tabl. XV). Comme on devait s'y attendre, la localisation géographique et les limites du foyer leishmanien cévenol ne sont nullement liées à la densité des chiens.

Répartition des cas dépistés dans le Gard et l'Hérault.

Gard.

Aigues-Mortes (1 m) : *n.c.* (1); Alès (140 m) : 10 cas; Aramon (27 m) : *n.c.*; Arre (337 m) : 3 cas; Arrigas (725 m) : *n.c.*; Aulas (280 m) : 7 cas; Avèze (265 m) : 1 cas; Bagnols (49 m) : *n.c.*; Beaucaire (18 m) : *n.c.*; Bessèges (318 m) : *n.c.*; Brouzet-les-Alès (140 m) : 2 cas; Cadières (230 m) : 1 cas; Gagnières (200 m) : 1 cas; La Grand-Combe (188 m) : 2 cas; Grand-Gallargues (50 m) : *n.c.*; Lassale (260 m) : *n.c.*; Le Mazel (280 m) : *n.c.*; Montdardier (614 m) : 3 cas; Navacelles (180 m) : 2 cas; Nîmes (39 m) : *n.c.*; Pommiers (474 m) : *n.c.*; Roquedur (300 m) : 1 cas; St-Ambroix (151 m) : *n.c.*; St-Gilles (12 m) : *n.c.*; St-Jean-du-Gard (189 m) : 1 cas; Sommières (34 m) : *n.c.*; Sumène (260 m) : 1 cas; Uzès (138 m) : *n.c.*; Valleraugue (360 m) : 4 cas; Le Vigan (232 m) : 8 cas.

Hérault.

Agde (5 m) : 4 cas; Agonès (175 m) : 1 cas; Andabre (330 m) : 1 cas; Babeau (180 m) : 3 cas; Balaruc-les-Usines (41 m) : *n.c.*; Balaruc-les-Bains (19 m) : 1 cas;

(1) *n.c.* : Cas non chiffrés. Il s'agit de données recueillies à l'occasion d'une enquête vétérinaire menée dans les départements du Gard et de l'Hérault.

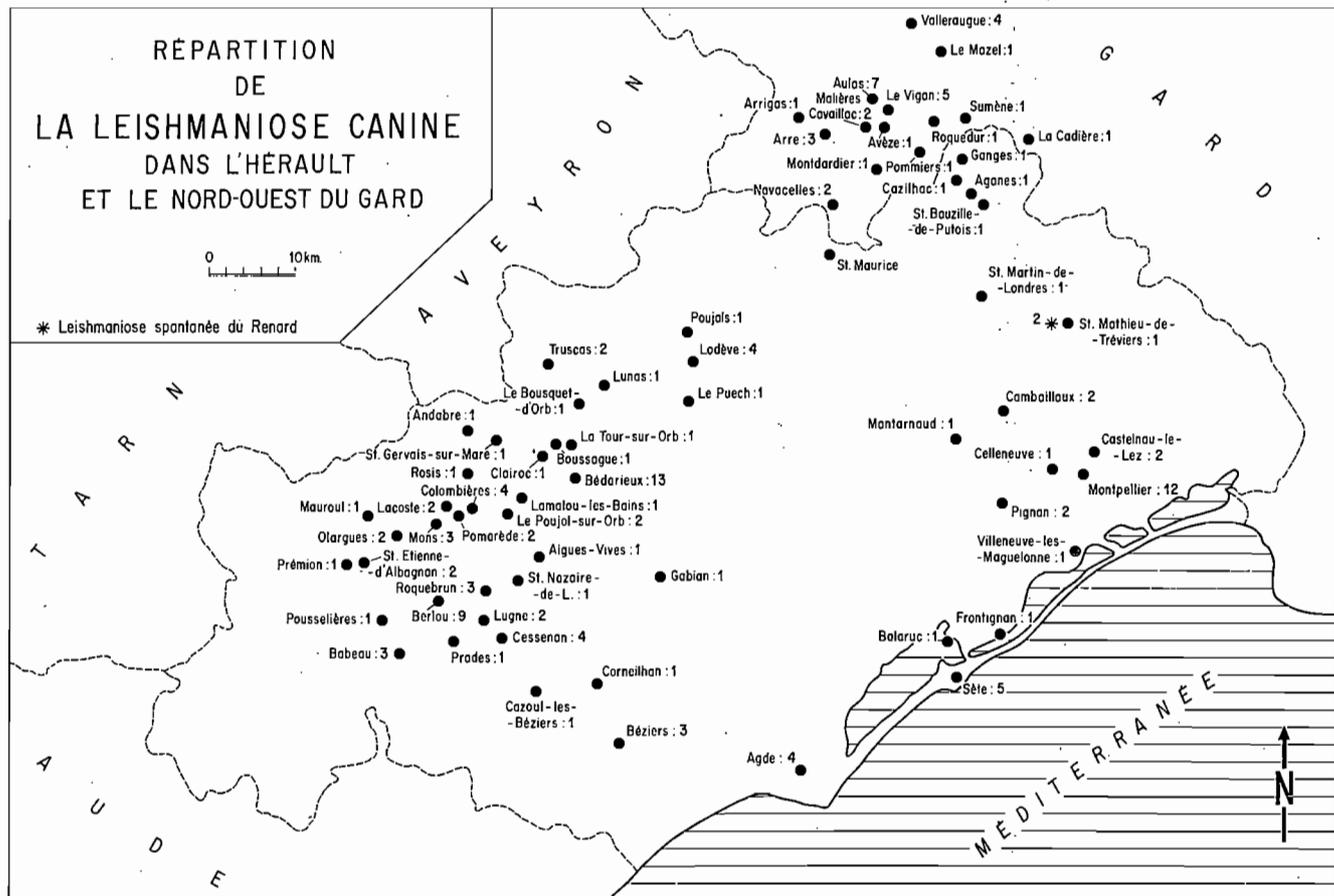


FIG. 96. — Répartition de la leishmaniose canine dans l'Hérault et le nord-ouest du Gard. Noter la rareté des cas dans la région côtière. Les deux « nuages » de points correspondent aux foyers de la Montagne Noire (sud-ouest) et de l'Aigoual (nord-est).

TABLEAU XV
Recensement des chiens dans le département de l'Hérault

Cantons	Chiens recensés	Densité Chiens/Km ²	Densité Hab/Km ²	Densité Chiens/Hab	Densité Chiens/Hab/Km ²
Agde	1 196	7,5	106	0,06	0,0005
Aniane	449	2,08	16	0,13	0,008
Bédarieux	968	6,08	77	0,08	0,001
Béziers	4 233	12,2	273	0,04	0,0001
Capestang	1 316	7,7	75	0,10	0,001
Castries	1 016	6,1	49	0,12	0,002
Le Caylar	202	0,8	4	0,19	0,047
Claret	230	1,9	13	0,14	0,010
Clermont l'Hérault	1 062	7,1	86	0,03	0,003
Florensac	566	7,2	74	0,09	0,001
Frontignan	1 574	16,1	140	0,11	0,0007
Ganges	472	2,9	53	0,05	0,0009
Gignac	1 302	4,8	52	0,09	0,001
Lodeve	635	2,2	35	0,06	0,001
Lunas	320	1,1	18	0,05	0,002
Luncl	1 546	10,8	115	0,09	0,0007
Les Matelles	406	2,1	17	0,10	0,005
Mauguio	431	3,9	61	0,06	0,0009
Meze	1 031	6,4	77	0,08	0,001
Montagnac	831	6,5	55	0,10	0,001
Montpellier	3 524	12,2	491	0,002	0,000004
Murviel-les-Béziers	973	5,3	51	0,10	0,001
Olargues	466	1,6	16	0,10	0,006
Olonzac	757	2,9	26	0,11	0,004
Pézenas	781	8,3	130	0,06	0,0004
Roujan	638	5,1	49	0,10	0,002
St-Chinian	803	3,6	39	0,09	0,002
St-Gervais S/Mare	705	3,7	38	0,09	0,002
St-Martin de Londres	204	6,8	8	0,10	0,01
St-Pons	371	1,2	18	0,07	0,003
La Salvetat-sur Agout	160	1,8	11	0,10	0,009
Servian	811	6,7	69	0,09	0,001
Sète	155	6,4	1 499	0,004	0,0000002

Bédarieux (196 m) : 15 cas; Berlou (80 m) : 11 cas; Béziers (15 m) : 3 cas; Le Bousquet-d'Orb (257 m) : 1 cas; Boussagues (22 m) : 1 cas; Castelnau-le-Lez (50 m) : 2 cas; Cazoul-les-Béziers (60 m) : n.c.; Celleneuve (30 m) : n.c.; Cessenon (80 m) : 4 cas; Clairac (230 m) : 1 cas; Colombières (170 m) : 3 cas; Combaillaux (140 m) : 2 cas; Corneilhan (80 m) : n.c.; Cruzy (50 m) : n.c.; Frontignan (4 m) : 1 cas; Gabian (120 m) : 1 cas; Ganges (150 m) : 2 cas; Lacoste (160 m) : 2 cas; Lamalou-les-Bains (250 m) : 1 cas; Lenthéric (160 m) : n.c.; Lodève (165 m) : 4 cas; Lugné (50 m) : 4 cas; Lunas (280 m) : n.c.; Montblanc (25 m) : n.c.; Mauroul (465 m) : 1 cas; Mons-la-Trivalle (450 m) : 3 cas; Montarnaud (126 m) : 1 cas; Montpellier (50 m) : 12 cas; Olargues (250 m) : 3 cas; Pignan (20 m) : 2 cas; Pomarède (180 m) : 2 cas; Poujol-sur-Orb (140 m) : 2 cas; Pousselières (450 m) : 1 cas; Prades-Vernazobres (110 m); n.c.; Prémian (200 m) : 1 cas; Le Puech (180 m) : n.c.; Roquebrun (89 m) : 4 cas; Rosis (700 m) : 1 cas; Saint-Bauzille-de-Putois (140 m) : 1 cas; Saint-Chinian (122 m) : n.c.; Saint-Gervais-sur-Mare (330 m) : n.c.; Saint-Etienne-d'Albagnan (280 m); 4 cas; Saint-Martin-de-Londres (194 m) : 1 cas; Saint-Mathieu-de-Trévières (100 m) : n.c.; Saint-Maurice (594 m) : n.c.; Saint-Nazaire-de-Ladarez (150 m) : 1 cas; Sète (9 m) : 3 cas; La Tour (240 m) : 1 cas; Truscas (430 m) : 2 cas; Ville-neuve (6 m) : n.c.

« CLASSES SOCIALES »

ET PRÉVALENCE DE LA LEISHMANIOSE CANINE

A considérer le problème de l'enzootie canine au sens écologique, on s'aperçoit rapidement que toutes les « classes sociales » ne sont pas impliquées de la même manière dans la dynamique du complexe leishmanien (P. GIRAUD, J. RANQUE et H. CABASSU, 1950). Le comportement du chien, profondément influencé par son mode de vie, intervient en effet de façon souvent décisive, ne serait-ce qu'en augmentant les probabilités de contact avec les vecteurs ou en permettant une circulation plus rapide du parasite. A ce titre, on peut schématiquement diviser la population canine de notre région Languedoc-Roussillon en trois groupes : les chiens de chasse, les chiens de garde et les chiens dits « de compagnie » (tabl. XVI).

1. Chiens de chasse.

Dans le « Midi » méditerranéen, le chien de chasse paie un lourd tribut à la leishmaniose viscérale (63 % des dépistages). Sur le plan épidémiologique, il intervient également au premier chef dans les processus de maintien et de propagation de l'endémie. A cela, trois raisons essentielles :

1° Il constitue la classe la plus représentée dans nos départements méditerranéens (75 % des chiens recensés dans l'Hérault).

2° Son activité l'amène à parcourir fréquemment les zones contaminées et partant, à subir avec une plus grande probabilité la piqûre du vecteur infesté.

3° Contrastant avec l'étendue et l'activité des lésions cutanées, l'animal atteint conserve pendant plusieurs mois, sinon plusieurs années, un état général satisfaisant. Souvent, il continue à chasser et par là même à assurer une très

large diffusion du parasite. Au surplus, dans les fermes, les villages et les petites villes des Cévennes, les chiens ont volontiers tendance à chasser pour leur propre compte pendant d'assez longues périodes et jusqu'à des dizaines de kilomètres de leur domicile. Au cours de ces divagations, les animaux gîtent évidemment à l'extérieur ou dans des abris naturels dont on sait la richesse en Phlébotomes. Ainsi s'expliquerait le maintien du niveau minimal d'endémicité sur l'ensemble du foyer, la mobilité du réservoir compensant, dans une certaine mesure, sa faible incidence *in situ*. Se justifierait aussi le fonctionnement épisodique de certains territoires habituellement dépourvus de réservoirs parce qu'écologiquement marginaux. Il y aurait là une nouvelle illustration de ce qu'il est convenu d'appeler l'« instabilité épidémiologique » (cf. Synthèse épidémiologique).

2. Chiens de garde.

Cette classe peut être schématiquement divisée en deux catégories :

1° Les chiens préposés à la garde des fermes. Il s'agit, en principe, d'animaux sédentaires. En fait, dans nos régions méridionales où tout villageois est, d'instinct, chasseur ou braconnier, les chiens dits « de garde » sont volontiers utilisés pour des chasses à courte distance. Ils sont alors exposés au risque précédent. C'est la raison pour laquelle nous incluons cette catégorie dans la rubrique « chiens de chasse ». Ajoutons que ces animaux disposent le plus souvent de niches rudimentaires, gîtes très appréciés des Phlébotomes.

2° Les chiens utilisés pour la surveillance et la conduite des troupeaux d'ovins. Ce sont les véritables « chiens de garde ». Or, contrairement aux précédents, ces animaux échappent à la contamination. Transhumant de juillet à septembre, ils évoluent, au cours de cette période éminemment critique, aux étages montagnards des massifs caussenards et cévenols, où les probabilités de transmission sont très faibles en raison de la pauvreté en vecteurs. De fait, cette catégorie ne nous a fourni qu'un nombre très modeste de cas (7 % des dépiستages).

3. Chiens de compagnie.

On peut en distinguer trois catégories :

1° Les chiens habitant les agglomérations de type rural, donc susceptibles, au même titre que ceux des classes précédentes, de contracter la maladie.

2° Les chiens sédentaires, vivant toute l'année dans les grands immeubles de nos centres urbains. On comprend qu'une telle catégorie soit peu exposée à la contagion. L'une dans l'autre, ces deux catégories totalisent 30 % des cas dépiستés au cours de notre enquête.

3° Une mention spéciale doit être faite des chiens étrangers à la zone endémique, mais y parvenant à l'occasion des vacances. Leurs chances de contamination sont grandes en raison de leur mode de vie (camping, gîtes ruraux), et ce, en période d'activité maximale des Phlébotomes. Remarquons aussi que de tels cas échappent en général au contrôle des vétérinaires locaux en raison de la longue durée d'incubation de l'affection.

TABLEAU XVI

Répartition par « classes sociales » des cas de leishmaniose canine

Classes	Recensement général (Hérault)		Leishmaniose canine	
Chiens de chasse	17 607	75 %	106	63 %
Chiens de garde	4 721	20 %	12	7 %
Chiens de "compagnie"	1 253	5 %	50	30 %

DÉPISTAGE DES "RÉSERVOIRS SELVATIQUES"⁽¹⁾

La coexistence, dans le sud de la France, du Kala-Azar et du bouton d'Orient nous a conduits à traiter globalement les deux groupes classiques de « réservoirs sauvages » : les Carnivores et les Rongeurs (2). Par ailleurs, pour des raisons techniques, l'étude de la sensibilité expérimentale et celle de l'infestation spontanée des diverses espèces ont été menées parallèlement.

1° Sensibilité expérimentale.

Au cours de cette étude, 567 animaux sauvages ont été inoculés à partir de *Leptomonas* de culture. Les trois types de souches autochtones, humaines (viscérale et cutanée) et canine ont été utilisées. Avant l'inoculation, chaque animal a fait l'objet d'une splénectomie partielle de manière à éliminer toute éventualité d'infestation spontanée. Les résultats globaux, résumés dans les tableaux XVII et XVIII, montrent une nette sensibilité des Gliridés à l'ensemble des trois types de souches. Les Muridés sont moins sensibles. Les Carnivores, en particulier les Canidés, se sont montrés totalement résistants. Ce dernier résultat n'est pas pour nous surprendre : au début du siècle, C. NICOLLE (1908) avait déjà insisté sur les difficultés à reproduire expérimentalement le Kala-Azar canin par l'inoculation de *Leptomonas* de culture (cf. ci-après).

2° Infestation naturelle.

Cette enquête nous a amenés à examiner 1 129 animaux, répartis comme suit (3) :

REPTILES (26)	<i>Lacerta muralis</i> (Laurenti, 1768)	8
	<i>Tarentola mauritanica</i> (L., 1758)	18
CARNIVORES (224)	<i>Vulpes vulpes</i> (L., 1758)	99
	<i>Mustela nivalis</i> L., 1766	20

(1) Le qualificatif de « selvatique », de plus en plus usité en épidémiologie pour désigner la composante sauvage d'un « complexe pathogène » (réservoir selvatique, cycle selvatique, peste et rage selvatiques, etc.), est en réalité détourné de son sens originel. Dérivé de l'espagnol et du portugais, le mot « selve » s'applique en effet aux grandes forêts intertropicales de l'Ancien et du Nouveau Monde. Le vocable « selvatique » n'a donc sa signification exacte que dans l'expression « fièvre jaune selvatique » où il est en réalité synonyme de « sylvestre ». Toutefois, l'usage tend de plus en plus à utiliser « selvatique » dans le sens de « sauvage » (italien « selvatico »). C'est effectivement dans cette dernière acception que nous employons le terme.

(2) D'autant que les Canidés, le Chien en particulier, sont actuellement considérés comme les réservoirs de la leishmaniose cutanée au Pérou (*Leishmania peruviana*) et au Proche-Orient (*Leishmania tropica*). On sait d'autre part qu'au Soudan les Rongeurs sauvages (*Acomys*, *Rattus*, *Arvicantis*) sont des réservoirs du Kala-Azar (H. HOOGSTRAAL, P. VAN PEENEN, T. REID et D. DIETLEIN, 1963).

(3) A. M. C. SAINT-GIRONS qui a bien voulu déterminer les micromammifères et P. J. VAN BREE qui nous a communiqué d'intéressants renseignements sur les Carnivores capturés, nous adressons nos plus vifs remerciements.

	<i>Mustela putorius</i> L., 1758	3
	<i>Martes martes</i> (L., 1758)	3
	<i>Martes foina</i> (Erxleben, 1777)	47
	<i>Meles meles</i> (L., 1758)	43
	<i>Genetta genetta</i> (L., 1758)	9
RONGEURS (822)	<i>Sciurus vulgaris</i> L., 1758	2
	<i>Glis glis</i> (L., 1766)	32
	<i>Eliomys quercinus</i> (L., 1766)	101
	<i>Clethrionomys glareolus</i> (Schreber, 1780)	1
	<i>Arvicola sapidus</i> Miller, 1908	16
	<i>Apodemus sylvaticus</i> (L., 1758)	505
	<i>Apodemus</i> cf. <i>sylvaticus</i> (L., 1758)	103
	<i>Apodemus flavicollis</i> (Melchior, 1834)	4
	<i>Rattus rattus</i> (L., 1758)	30
	<i>Rattus norvegicus</i> (Berkenhout, 1769)	4
INSECTIVORES (57)	<i>Mus musculus</i> L., 1758	24
	<i>Erinaceus europaeus</i> L., 1758 (s.l.)	37
	<i>Crocidura russula</i> (Hermann, 1780)	20

TABLEAU XVII

Inoculation de Leishmania donovani (forme promastigote) d'origine humaine (souche XI).

ESPECES	Nombre d'animaux inoculés	Voies d'inoculation	Nombre de <i>Leptomonas</i> injectés	Résultats		
				Examen direct	Culture NNN	Nombre d'animaux infestés
<i>Apodemus</i> cf. <i>sylvaticus</i> (L.) <i>flavicollis</i> Melch.	38	scarification : 12	7 500 /mm ³ (q.s.)	—	—	6/38
		sous-cutanée : 10	1 450 000	—	+ 3	
		sous-cutanée : 2	1 750 000	—	—	
		intra-péritonéale : 11	2 900 000	+ 1	+ 3	
		intra-péritonéale : 3	3 500 000	—	—	
<i>Mus musculus</i> L.	2	sous-cutané : 1	2 500 000	—	—	0/2
		intra-péritonéale : 1	1 250 000	—	—	
<i>Rattus rattus</i> (L.)	10	sous-cutanée : 3	2 900 000	—	—	0/10
		sous-cutanée : 2	3 750 000	—	—	
		intra-péritonéale : 3	5 800 000	—	—	
		intra-péritonéale : 2	7 500 000	—	—	
<i>Glis glis</i> (L.)	5	sous-cutanée : 2	5 525 000	—	+ 2	4/5
		intra-péritonéale : 1	8 700 000	—	+ 1	
		intra-péritonéale : 2	10 750 000	—	+ 1	
<i>Eliomys quercinus</i> (L.)	4	intra-péritonéale : 3	8 700 000	+ 1	+ 1	2/4
		intra-péritonéale : 1	10 750 000	+ 1	+ 1	
<i>Vulpes vulpes</i> (L.)	7	sous-cutanée : 3	17 400 000	—	—	0/7
		intra-hépatique : 4		—	—	
<i>Mustela nivalis</i> L.	2	intra-péritonéale : 1 intra-péritonéale : 1	17 400 000	—	—	0/2
<i>Mustela putorius</i> L.	1	intra-péritonéale : 1	17 400 000	—	—	0/1
<i>Martes foina</i> (Erx.)	1	intra-péritonéale : 1	17 400 000	—	—	0/1

TABLEAU XVIII

ESPECES	5 souches isolées de leishmanioses viscérales humaines					4 souches isolées de leishmanioses cutanées humaines					9 souches isolées de leishmanioses canines				
	Animaux inoculés	Animaux infestés				Animaux inoculés	Animaux infestés				Animaux inoculés	Animaux infestés			
		Culture sur NNN		Examen direct			Culture sur NNN		Examen direct			Culture sur NNN		Examen direct	
		total	%	total	%		total	%	total	%		total	%	total	%
<i>Apodemus cf. sylvaticus</i> (L.) <i>flavicollis</i> (Melch.)	139	21	15 %	6	5 %	71	5	7 %	3	4 %	188	18	10 %	8	4,2 %
<i>Rattus rattus</i> (L.)	10	0	0 %	0	0 %
<i>Rattus norvegicus</i> Berk.	4	1	25 %	0	0 %
<i>Mus musculus</i> L.	2	0	0 %	0	0 %	7	0	0 %	0	0 %	2	0		0	0 %
<i>Glis glis</i> (L.)	16	12	75 %	8	50 %	23	3	13 %	2	8,6 %	10	1	10 %	0	0 %
<i>Eliomys quercinus</i> (L.)	13	2	15 %	2	15 %	17	6	35,2 %	4	23,5 %
<i>Canis familiaris</i> L.	6	0	0 %	0	0 %	2	0	0 %	0	0 %
<i>Vulpes vulpes</i> L.	7	0	0 %	0	0 %
<i>Felis catus</i> L.	5	0	0 %	0	0 %
<i>Mustela putorius</i> L.	2	0	0 %	0	0 %
<i>Mustela nivalis</i> L.	2	0	0 %	0	0 %
<i>Martes foina</i> (Erx.)	1	0	0 %	0	0 %
<i>Meles meles</i> (L.)	1	0	0 %	0	0 %	4	0	0 %	0	0 %
<i>Erinaceus europaeus</i> L.	3	0	0 %	0	0 %

Les animaux, transportés vivants au laboratoire, ont été sacrifiés peu de temps après leur arrivée (1), la recherche des Leishmanies effectuée par l'examen des frottis colorés et la culture sur milieu NNN des prélèvements de sang, foie, rate, moelle osseuse et poumon.

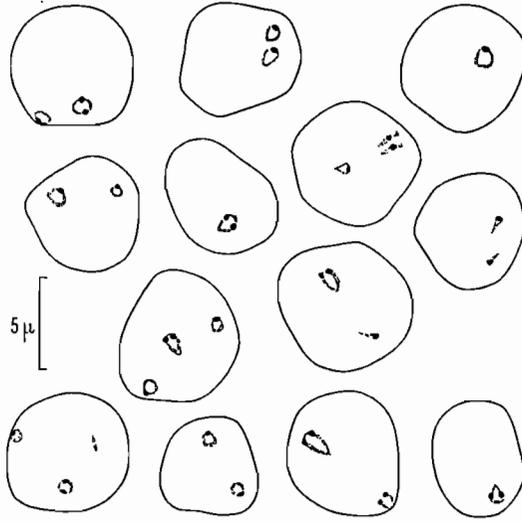


FIG. 97. — *Babesia missirolii* Biocca et Corradetti, parasite de *Meles meles* (L.).

A l'occasion de cette prospection, un assez grand nombre de Protozoaires sanguicoles ou réticulotropes ont été mis en évidence (2), ainsi :

- a) des Piroplasmidés chez 5 Blaireaux (*Babesia missirolii* Biocca et Corradetti, 1952) et chez 9 Hérissons (*Piroplasma* sp.).
- b) des Sporozoaires coccidiomorphes du genre *Hepatozoon* chez *Lacerta muralis*, *Vulpes vulpes* [*Hepatozoon canis* (James, 1905)], et *Apodemus sylvaticus*.
- c) des Trypanosomes chez cinq espèces, réparties de la façon suivante :
 - 4 *Tarentola mauritanica* [*Trypanosoma* cf. *platydactyli* (Catouillard, 1901)];
 - 4 *Rattus rattus* [*Trypanosoma lewisi* (Kent, 1880)];
 - 12 *Eliomys quercinus* [*Trypanosoma blanchardi*, Brumpt, 1905];
 - 33 *Meles meles* [*Trypanosoma pestanai*, Bettencourt et França, 1905];
 - 1 *Mustela nivalis* [*Trypanosoma* sp.].
- d) des Leishmanies (*Leishmania tarentolae*) associées aux Trypanosomes dans le sang d'un Gecko.

(1) On peut toutefois conserver les animaux piégés pendant plusieurs semaines sans altérer la vitalité du parasite. Bien plus, après un certain délai de captivité, le taux de positivité est souvent augmenté, comme si les multiples stress subis par l'animal favorisaient les processus de dissémination à partir de « nids leishmaniens » jusque là quiescents (P. CAMERLYNCK, P. RANQUE et M. QUILICI, 1967). Ce démasquage post-agressif, intervenant après une tolérance de longue durée, peut d'ailleurs être démontré au laboratoire. Ainsi, dans nos expériences sur la sensibilité du Mulot (*Apodemus sylvaticus*), le taux maximal de positivité à l'examen direct est observé au-delà de la deuxième année de contagé (fig. 99), lorsque l'animal entre dans la période troublée de la sénescence. Il n'est pas d'ailleurs certain que la leishmaniose soit alors la seule cause de la mort.

(2) Signalons également la présence du Nématode *Angiostrongylus vasorum* (Raillet, 1866) dans le cœur droit d'un Renard capturé aux environs de Pont-d'Héruault (Gard).

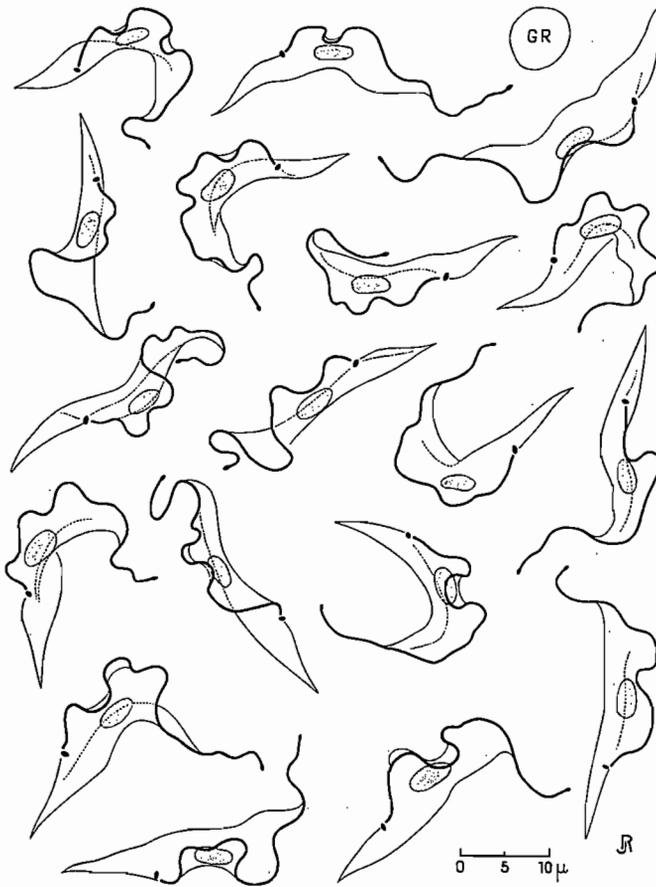


FIG. 98. — *Trypanosoma pestanai* Bettencourt et França, parasite du Blaireau [*Meles meles* (L.)].
Formes sanguicoles.

Enfin, sur 99 Renards examinés, deux cas de leishmaniose viscérale ont été dépistés (1). Le premier individu, capturé le 24 avril 1963 à Saint-Mathieu-de-Trévières (Hérault), ne présentait aucun signe clinique et seule la culture de la moelle osseuse mettait en évidence le parasite. Le second exemplaire, piégé dans la même localité, accusait un état de grande maigreur; de larges plaques de dépilation avec furfur s'étendaient sur le ventre et la face interne des cuisses. Les frottis de rate et de moelle osseuse, pratiqués le jour même de la capture, montraient de nombreuses *Leishmanies*. La médullo-culture était elle-même positive.

Dès lors, la découverte de ces deux cas d'infestation naturelle du Renard nous amenait à reconsidérer les résultats de nos inoculations expérimentales.

(1) Il est intéressant de noter qu'en 1926, dans sa thèse, L. ROZIER signalait comme hautement probable l'infestation de cet animal: le propriétaire d'un chien leishmanien lui avait expliqué que, quelques mois auparavant, il avait tué un Renard présentant les mêmes signes extérieurs (maigreur, dépilation, ulcères, etc.).

tales. Comme dans les tentatives identiques menées sur le Chien par C. NICOLLE (1908), les échecs semblaient dus en grande partie à la perte du pouvoir pathogène des souches de culture; l'inoculation du Renard par la forme amastigote s'imposait :

Le 16 janvier 1967, deux Renards adultes provenant d'un élevage des environs de Toulouse, recevaient, par les voies sous-cutanée (4 ml) et intra-veineuse (12 ml), le broyat d'un ganglion de chien leishmanien. 60 000 *Leishmanies* étaient ainsi inoculées à chaque animal. Un troisième sujet servait de témoin.

Le 17 août 1968, à l'occasion d'une prise de sang, on constatait un état de maigreur anormal chez l'un des exemplaires inoculés. Ce dernier mourait en cours d'anesthésie. Les divers prélèvements de rate, de foie et de moelle fourmillaient de *Leishmanies*. Les primo-cultures de ces mêmes organes étaient positives ainsi que l'hémoculture. La fixation du complément était positive au 1/80° chez les deux animaux inoculés. Le témoin restait négatif.

3° Coaptation trophique vecteur-réservoir.

Mentionnons enfin qu'une étude des préférences alimentaires du « vecteur habituel », *Phlebotomus ariasi*, a été conduite sur le Renard comparativement au Chien, aux Rongeurs et aux Reptiles (cf. p. 112). Pour ce faire, les animaux ont été mis en contact pendant une nuit, sous une moustiquaire bordée, avec un certain nombre de Phlébotomes non gorgés. Le matin, les femelles étaient recapturées et identifiées, les résultats exprimés en % de ♀ gorgées.

Par cette méthode (tabl. VII), qui confirme la préférence trophique de *Phlebotomus ariasi* à l'égard du Chien (91 %), on constate que le Renard est exploité de manière non négligeable (55 %) à l'inverse des Rongeurs (Lapin, 26 %; Lérot, Loir et Mulot, 0 %) et des Reptiles (Lézard vert et Couleuvre d'Esculape, 0 %).

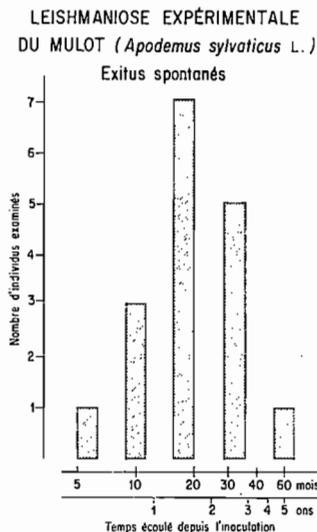


FIG. 99.

Quoiqu'il en soit, la découverte *princeps* (1) de l'infestation naturelle du Renard, la possibilité de reproduire expérimentalement la maladie chez cet animal, constituent autant d'observations du plus haut intérêt, tant théorique que pratique. A l'avenir il devrait en être tenu compte dans l'établissement des protocoles d'enquêtes sur les foyers méditerranéens. En zones arides et semi-arides, le Renard peut d'ailleurs ne pas être le seul réservoir impliqué dans le cycle selvatique. D'autres Canidés, tels le Chacal (2) ou le Fennec [*Fennecus zerda* (Zim.)] sont à étudier de ce point de vue. Précisons toutefois qu'il serait prématuré de définir sur le vu de ces seules données le rôle exact de ces réservoirs dans le complexe leishmanien (3). Interviennent-ils dans un « mode habituel » ou sont-ils atteints accidentellement à partir d'un réservoir canin ? Servent-ils d'« hôtes de liaison » ou évoluent-ils pour leur propre compte à l'intérieur d'un cycle semi-autonome ? A ces questions il est impossible de répondre par les faits, sans une recherche prospective centrée sur l'écologie régionale de chacun d'eux. Ainsi, dans le « Midi » de la France où, pour ne citer qu'un exemple élémentaire, la simple densité du Renard au km² (4) est totalement inconnue, une telle étude s'impose.

(1) L'indication par G. CURASSON (1943) d'un cas de leishmaniose chez un Renard du Maroc, est basée sur l'interprétation erronée du travail de G. JEAUME (1932), qui mentionne l'affection chez un chien de race « fox ».

(2) En Tunisie, C. NICOLLE et L. BLAIZOT (1912) ont inoculé avec succès le Chacal (*Canis aureus*) à l'aide d'une émulsion de ganglions de chien leishmanien (voie péritonéale). Cet animal est donc très vraisemblablement impliqué dans le cycle épidémiologique du Kala-Azar en Afrique du Nord.

(3) Dans le cas de la présente enquête sur le Renard, les raisons en sont évidentes : nombre trop faible de cas interdisant tout traitement statistique, sélectivité de l'échantillonnage due aux différences de comportement des animaux malades et des animaux sains. Ne sont en effet capturés que les animaux actifs, en particulier ceux dont les besoins de chasse sont importants (femelles allaitantes). Les animaux malades ont moins tendance à divaguer et donc à se prendre au piège.

(4) La récente épizootie rabique observée dans le nord de la France a montré à quel point nos connaissances sur le Renard et les autres Carnivores sauvages étaient fragmentaires et, en définitive, insuffisantes pour mettre sur pied une lutte prophylactique rationnelle.

III

SYNTHÈSE ÉPIDÉMIOLOGIQUE

Considérés au sens biogéographique général, les foyers d'infection impliquant des vecteurs et des réservoirs (métazooses de C.W. SCHWABE, 1964) se distribuent entre deux types extrêmes (fig. 100) :

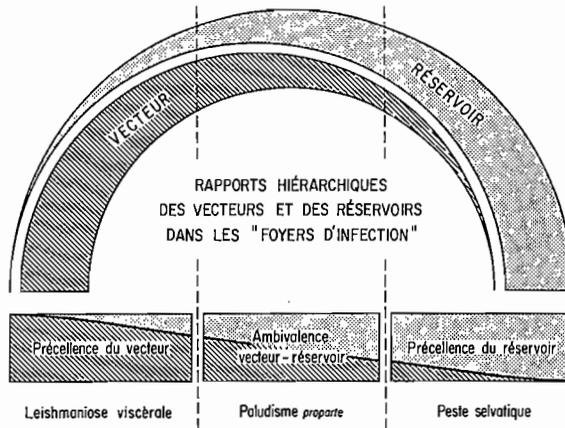


Fig. 100. — Rapports hiérarchiques des vecteurs et des réservoirs dans les « foyers d'infection ».

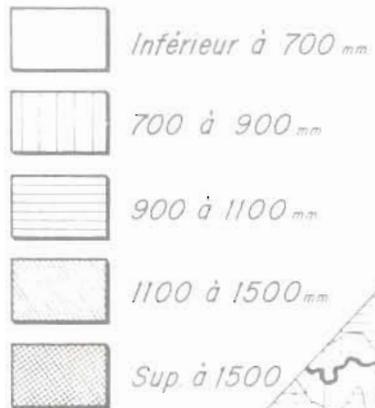
Dans un *premier type*, les limites du foyer sont conditionnées par l'endémisme plus ou moins strict des hôtes vertébrés (arboviroses *pro parte*) et, plus encore, lorsque se surajoute une étroite spécificité trophique des vecteurs (peste sévatique).

Dans un *deuxième type*, l'aire de répartition du réservoir dépasse largement celle du vecteur qui joue, à son tour, le rôle d'« élément focalisateur ». Tel est le cas des zoonoses à Trypanosomatidés et particulièrement des leishmanioses.

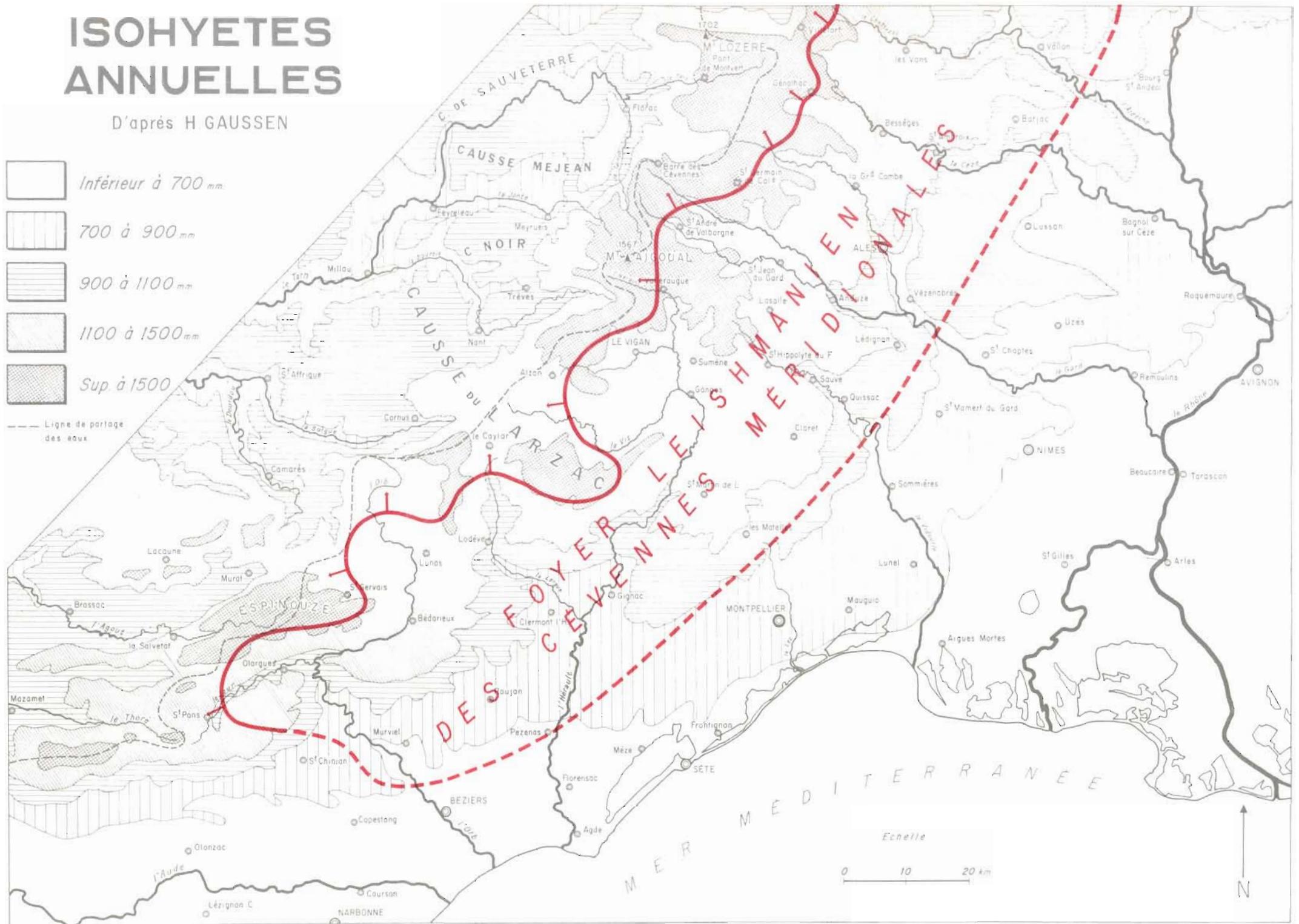
Il va sans dire qu'une telle occurrence motive une fois de plus l'attention accordée à l'étude du Phlébotome, véritable « fil conducteur » de notre enquête.

ISOHYETES ANNUELLES

D'après H GAUSSEN



--- Ligne de partage des eaux



INDIVIDUALISATION DE L'ESPÈCE VECTRICE

Parmi les trois principales espèces anthropophiles présentes dans le sud de la France, *Phlebotomus ariasi* a surtout retenu notre attention comme « vecteur habituel » des leishmanioses. En faveur de cette hypothèse, les *arguments indirects* sont nombreux; dans le chapitre analytique nous les avons discutés à plusieurs reprises. Pour plus de clarté nous les reprendrons en les résumant sous trois chefs, à savoir : l'abondance absolue de l'espèce sur l'ensemble de la zone prospectée, son maximum de densité dans l'aire d'endémie leishmanienne, ses particularités écologiques et éthologiques qui l'impliquent aussi bien dans la transmission des leishmanioses animales que dans celle des leishmanioses humaines. Nous discuterons enfin des *arguments* épidémiologiques *directs*, que nous avons pu développer en fin d'enquête.

ARGUMENTS INDIRECTS

DANS LE « MIDI » MÉDITERRANÉEN, *Phlebotomus ariasi* REPRÉSENTE L'ESPÈCE ANTHROPOPHILE DOMINANTE.

Exception faite de l'herpétophile *Sergentomyia minuta*, *Phlebotomus ariasi* représente effectivement l'espèce dominante.

TABLEAU XIX

Phlebotomus ariasi Tonnoir : détail des captures réalisées à La Borie-Nouvelle (Hérault) du 8 au 28 juillet 1966

Modes de Piégeages	Captures à la lampe sur murs (ext.-int.)	Captures sur chien (ext.-int.)	Piège adhésif	Piège à CO 2	"New Jersey mosquito trap"	Total général
♂	56	3	747	3	0	807
♀	605	126	129	18	4	881
Total	661	129	873	21	4	1 688

A ce titre, nous paraît évocateur le bilan des captures réalisées, du 8 au 20 juillet 1966 à La Borie-Nouvelle (Hérault, alt. 500 m). Dans cette station privilégiée (cf. p. 45), quelle que soit la méthode de piégeage utilisée, *Phlebotomus ariasi* dominait massivement (1 688 individus), *Phlebotomus mascittii* était « très rare » (5 individus), *Phlebotomus perniciosus* totalement absent.

Cette observation n'est d'ailleurs qu'un des nombreux exemples de résultats comparables obtenus au cours de la présente enquête, où le rapport *ariasi/ perniciosus* en particulier, a toujours été très élevé, souvent supérieur à 90 % (tabl. XX et XXI).

TABLEAU XX

Quelques résultats de captures par la méthode manuelle nocturne à la lampe
[Noter la prédominance de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir.
Seule, la capture n° 249 (Cessenon) fait exception (33,3%)]

	<i>Phlebotomus perniciosus</i>		<i>Phlebotomus ariasi</i>		$\frac{A \text{ } \text{♀}}{A \text{ } \text{♀} + P \text{ } \text{♀}} \%$
	♀	♂	♀	♂	
Roquedur-le-Bas (Gard) 14-VII-62 n°11	2	0	83	15	97,6%
Cessenon (Hérault) 19-VII-62 n°12	9	4	158	13	94,6%
Cessenon (Hérault) 19-VII-62 n°27	6	22	101	24	94,4%
Riez (Basses-Alpes) 14-VII-64 n°151	7	5	54	9	88,5%
la Borie-Nouvelle (Hérault) 12-VII-64 n°201	0	1	258	26	100%
Cessenon (Hérault) 26-VII-64 n°249	34	8	17	5	33,3%
la Borie-Nouvelle (Hérault) 29-VII-65	0	0	425	12	100%
Roquedur-le-Bas (Gard) 4-VII-65	0	4	227	18	100%
le-Mas-Supérieur (Gard) 9-VII-65	0	0	81	8	100%

Une telle constatation trouve son illustration dans l'inventaire général des années 1961 à 1968. Ainsi, sur les 16 537 Phlébotomes groupant la masse

totale des représentants d'espèces anthropophiles récoltés dans le sud de la France pendant cette période, on dénombre :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	16 059 exemplaires (97,110 %)
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	434 exemplaires (2,624 %)
<i>Phlebotomus mascittii</i>	43 exemplaires (0,260 %)
<i>Phlebotomus papatasi</i>	1 exemplaire (0,006 %)

TABLEAU XXI

Récapitulatif des captures réalisées dans le sud de la France de 1961 à 1966
[Noter la nette prédominance de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir
par rapport à *Phlebotomus perniciosus* Newst.]

		<i>Phlebotomus ariasi</i>					<i>Phlebotomus perniciosus</i>					<i>Sergentomyia minuta</i>			
		♂	♀	% des ♀ pour l'espèce	% des ♂ pour l'espèce	rapport ariasi/peri-ciosus	♂	♀	% des ♀ pour l'espèce	% des ♂ pour l'espèce	rapport peri-ciosus/ariasi	♂	♀	% des ♀ pour l'espèce	% des ♂ pour l'espèce
CAPTURES MANUELLES ou CAPTIVATEUR MASSE	APPAT HUMAIN (ext. noct.)	0	471	100	99	99	0	4	100	1	1	0	0		1
	APPAT ANIMAL (chien) (ext. noct.)	3	126	98	100	100	0	0	0	0	0	0	0		0
	HABITATIONS (ext. noct.)	356	2761	88	95	96	51	64	55	4	4	14	22	61	1
	HABITATIONS (int. noct. et diurne)	279	436	61	87	96	17	9	34	3	4	35	45	56	10
	ROCHERS MURS (diurne)	889	278	24	56	94	49	17	26	3	6	489	381	44	41
CAPTURES ou PIÈGES adhésifs	PAPIERS non éclairés	5799	516	8	29	97	205	12	6	1	3	6052	9372	61	70
	PAPIERS éclairés	571	1027	64	80	99	2	1	33	1	1	43	329	88	19
CAPTURES ou MOUSTIQUE PIÈGE	HOMME	1	70	99	99	99	0	0	0	0	0	1		1	
	CHIEN	1	127	99	100	100	0	0			0	0			
	RENARD	0	23	100	100	100	0	0			0	0			
CAPTURES ou PIÈGE à CO ²	PIÈGE non éclairé	35	85	71	96	100	0	0	0	0	0	5	100	4	
	PIÈGE éclairé	44	310	88	99	100	0	0	0	0	1	2	66	1	
CAPTURES ou "New Jersey mosq. trap"		0	4	100	100	100	0	0	0	0	0	0		0	
TOTAL		7932	5704	42	44	97	324	107	25	1		6633	10154	60	55

Bien entendu, le petit nombre de *Phlebotomus perniciosus* capturé tient à la rareté absolue de l'espèce et non aux techniques de piégeage. Ainsi, l'un de nous (H.C.) a démontré que, dans les secteurs de Tunisie les plus propices à *Phlebotomus ariasi*, le rapport ariasi/peri-ciosus ne dépasse pas 3 %. Sur

2 224 Phlébotomes capturés en Kroumirie (1) par la méthode des papiers huilés, il a dénombré :

<i>Phlebotomus ariasi</i>	6 ♂ et	3 ♀ (0,41 %)
<i>Phlebotomus perniciosus</i>	263 ♂ et	56 ♀ (14,34 %)
<i>Sergentomyia minuta parroti</i>	808 ♂ et	1 088 ♀ (82,25 %)

Quoi qu'il en soit, l'extrême abondance de *Phlebotomus ariasi* dans le « Midi » méditerranéen, semble avoir été méconnue jusqu'à ce jour. En dehors de la France, seules les observations de L. NAJERA (1939) et J. FERREIRA RES (1956) se rapprochent de la nôtre (2). Au Portugal, ce dernier auteur a pu récolter au cours d'un cycle annuel, 2 665 *Phlebotomus ariasi* contre 3 087 *Phlebotomus perniciosus*. Dans les habitations et les étables, ces deux espèces étaient en pourcentage sensiblement égal (cf. tableau XXII).

TABLEAU XXII
(D'après J. FERREIRA RES, 1956)

	<i>Phlebotomus ariasi</i>		<i>Phlebotomus perniciosus</i>	
	Total	Pourcentage	Total	Pourcentage
Habitations	516	16,0	402	15,0
Étables	2 581	83,3	2 263	84,0

DANS L'AIRE D'ENDÉMIE LEISHMANIENNE, *Phlebotomus ariasi* PRÉSENTE SA DENSITÉ MAXIMALE.

En matière de maladies transmissibles et singulièrement de leishmanioses, la plupart des épidémiologistes expriment volontiers l'abondance d'un vecteur ou d'un réservoir de virus par les vocables de « très fréquent » (FF), « fréquent » (F), « rare » (R) et « très rare » (RR). Reconnaissons d'ailleurs que malgré sa subjectivité, une telle terminologie suffit en général aux recherches de caractère *qualitatif*. Mais si, au delà du cycle traditionnel, on veut bien considérer l'écologie de l'infestation, c'est-à-dire cet aspect, essentiellement dynamique, de la transmission, il devient alors nécessaire d'exprimer le *quantitatif*, en d'autres termes de calculer l'effectif réel des organismes concernés. Alors seulement on peut apprécier les fluctuations des populations de manière à établir valablement leurs corrélations avec les différents paramètres écologiques (milieu, climat, agents pathogènes, etc.).

Or, il serait vain d'adopter une telle attitude si l'on ne pouvait, en pratique, disposer de techniques rigoureuses d'échantillonnage. Ainsi, en matière de Phlébotomes, les procédés manuels de capture (capture à la lampe, capture sur

(1) Pièges placés en septembre 1966 de Mateur à Djebel Abiod (étages de l'Oléo-Lentisque et du Chêne-liège, 200 à 500 m d'altitude).

(2) A Sigüenza et à Moratilla (Espagne), L. NAJERA capture *Phlebotomus ariasi* et *Phlebotomus perniciosus* « en nombre à peu près égal d'exemplaires ». Dans le nord-est de l'Espagne (Province de Barcelone), J. VIVES SABATER (1954) trouve cependant des pourcentages nettement différents : *Phlebotomus perniciosus* : 57,2 %; *Sergentomyia minuta* : 30 %; *Phlebotomus ariasi* : 10,2 %; *Phlebotomus sergenti* : 3,6 %.

appât humain, etc.), trop entachés de subjectivité, ne sont que d'un faible secours. Ne peuvent convenir en la matière, que les pièges autonomes, en particulier les papiers adhésifs, méthode qui rend possible le calcul des densités relatives en exprimant, pour une espèce donnée, le nombre d'individus capturés par m² de piège. L'échantillonnage régulier des mêmes biotopes pendant un cycle complet d'activité permet d'obtenir des chiffres suffisamment représentatifs pour en justifier l'exploitation statistique.

Dans le « Midi » méditerranéen, la réalisation pratique d'un tel programme a nécessité l'intervention d'une équipe d'écologistes, entraînés aux méthodes d'inventaire et d'échantillonnage. Grâce à elle, un nombre important d'« itinéraires-transects », intéressant les principaux étages de végétation, depuis la bordure littorale jusqu'aux sommets cévenols, ont pu être préalablement prospectés en 1965 et 1966. Trois d'entre eux, intéressant les départements de l'Hérault, du Gard et des Bouches-du-Rhône, ont été sélectionnés puis exploités. Tout au long de ces itinéraires, les pièges adhésifs ont été tendus dans les « formations » (forêts, landes, cultures) caractéristiques des principaux étages et récupérés à intervalles fixes (15 jours) :

1° *Transect Est* (fig. 101).

Ce transect, qui permet d'échantillonner les secteurs moyen et supérieur de l'Hérault, s'inscrit essentiellement dans le complexe forestier des Cévennes méridionales, c'est-à-dire la chênaie d'Yeuses de plaine, la chênaie d'Yeuses montagnarde, la chênaie caducifoliée et la hêtraie. Partant de la cote 50 m à Montpellier, il atteint 1 230 m aux granites de l'Espérou après avoir traversé les « garrigues » crétacées, les basses montagnes jurassiques, le bassin sous-cébenique du Vigan (calcaires géorgiens et schistes ordoviciens) et les contreforts schisteux des Cévennes (Acadien et Stéphaniens). En pratique, ce transect comprend deux itinéraires, Sud et Nord, totalisant 64 stations pour 180 km de parcours.

2° *Transect Ouest* (fig. 102).

Mieux que le précédent, le transect ouest permet l'inventaire des garrigues littorales. Il intéresse l'important foyer leishmanien de la moyenne vallée de l'Orb et atteint 800 m dans le Massif du Caroux. Partant de la région volcanique d'Agde, il traverse les alluvions récentes de la plaine biterroise, se poursuit dans le primaire sédimentaire de la Montagne Noire Orientale (Cambrien), pour se terminer dans le métamorphique pré-cambrien de l'Espinouse. Il comprend également deux itinéraires, Sud et Nord, et totalise 37 stations pour 220 km de trajet.

3° *Transect juxta-littoral* (fig. 103).

Il intéresse les basses terres alluviales de Petite et Grande Camargue, c'est-à-dire la zone occidentale des marais halophiles et des lagunes du complexe deltaïque rhodanien. Il totalise 5 stations pour 65 km de trajet.

Pour *Phlebotomus ariasi*, les résultats, exprimés par étages de végétation, ont effectivement montré un maximum de densité dans l'aire d'endémie leishmanienne (fig. 104 et tabl. XXIII). Dans cette zone, qui correspond à l'étage collinéen de la chênaie d'Yeuses montagnarde (*Quercus ilex*) et de la chênaie mixte (*Quercus ilex* et *Quercus pubescens*), entre les isohyètes 800 mm et 1 500 mm (carte 1), cette espèce atteint le chiffre élevé de 26,75/m² (54 %) alors que dans la chênaie d'Yeuses de plaine, la chênaie caducifoliée et la hêtraie, ce chiffre n'est respectivement que de 4,98/m² (10 %), 16,93/m² (35 %) et

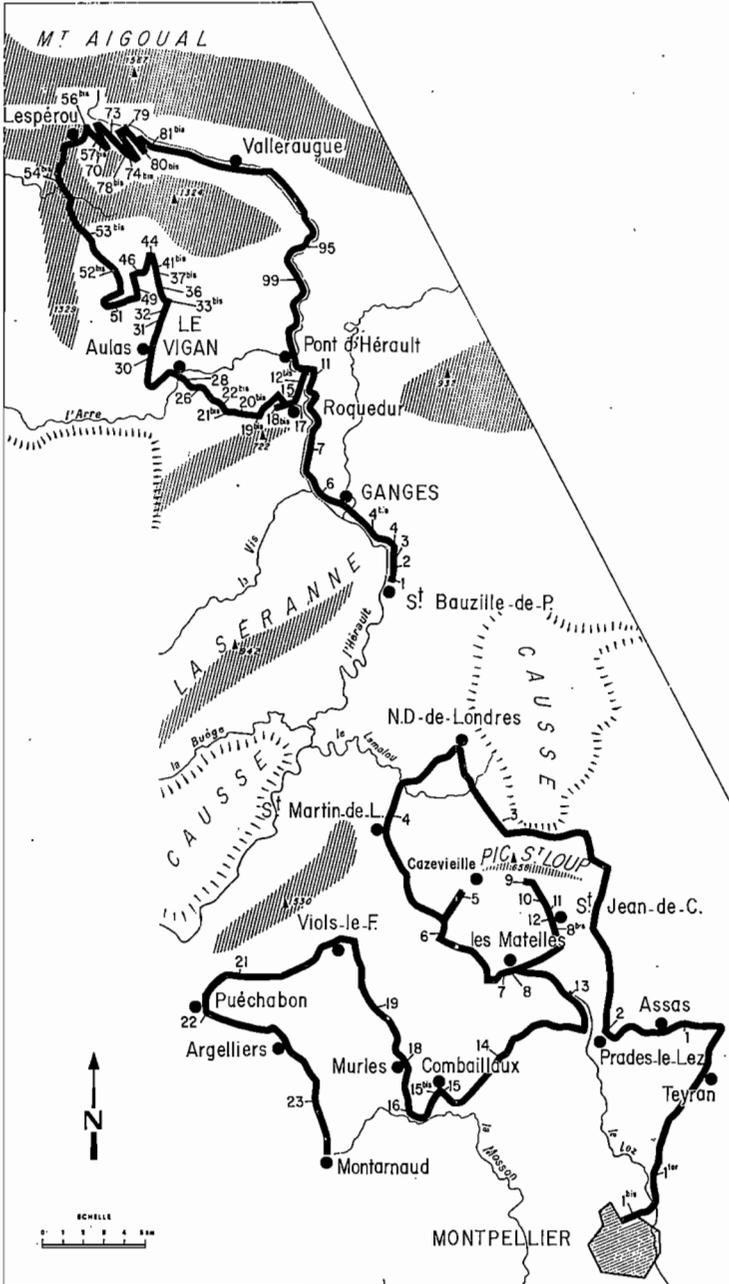


FIG. 101. — Echantillonnage par la méthode des papiers adhésifs. Itinéraire : « Région du Pic-Saint-Loup et massif de l'Aigoual ».

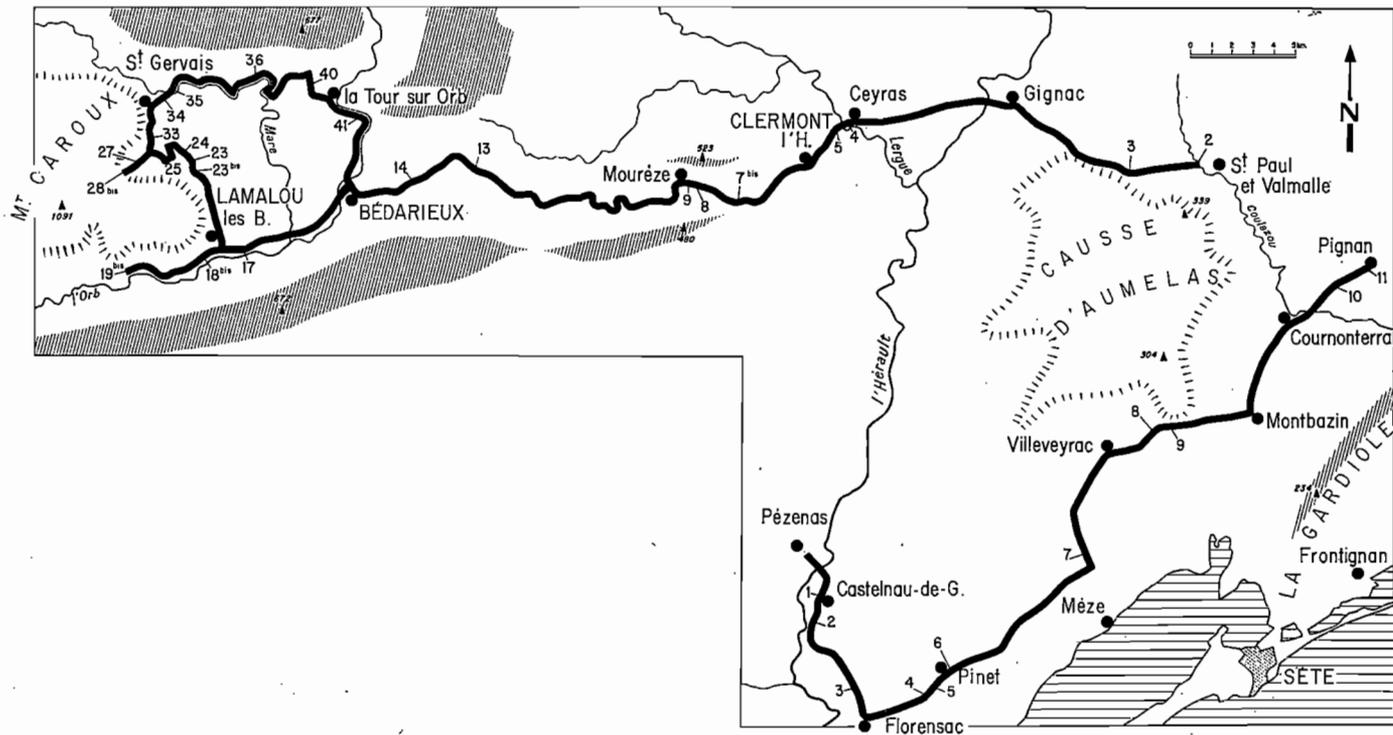


FIG. 102. — Echantillonnage par la méthode des papiers adhésifs.
 Itinéraire : « Pli de Montpellier, basse vallée de l'Hérault, haute vallée de l'Orb, Montagne Noire Orientale ».

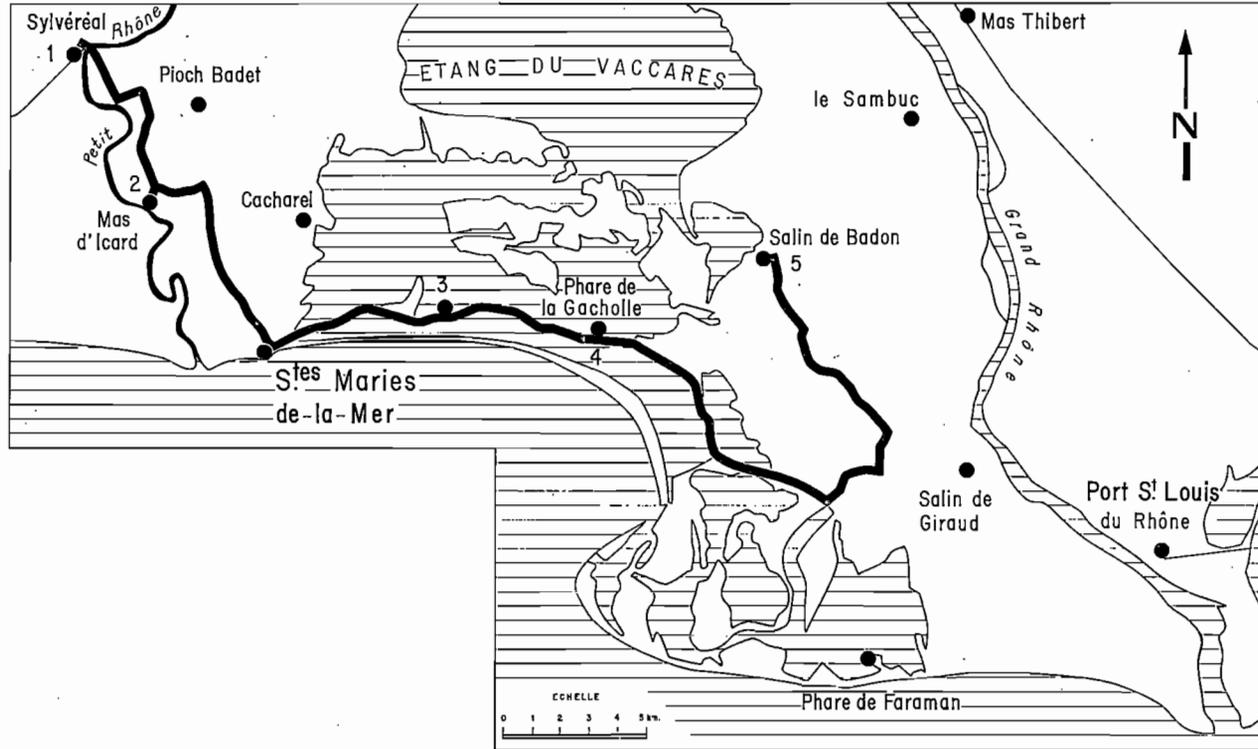


FIG. 103. — Echantillonnage par la méthode des papiers adhésifs. Itinéraire : « Camargue ».

0,55/m² (1 %). Dans les pinèdes et maquis littoraux (Camargue) *Phlebotomus ariasi* semble totalement absent (1).

TABLEAU XXIII

	Surface totale de pièges (en m ²)	<i>Phlebotomus ariasi</i>		<i>Sergentomyia minuta</i>		<i>Phlebotomus perniciosus</i>	
		Nombre d'individus	Densité par m ² de piège	Nombre d'individus	Densité par m ² de piège	Nombre d'individus	Densité par m ² de piège
Pinèdes, Junipéraies et Maquis à <i>Phillyrea</i> des basses plaines littorales (Camargue)	45,80	0	0	0	0	0	0
Chênaies d'Yeuses de plaine (<i>Quercus ilex</i>)	141,89	708	4,98	1522	10,72	78	0,55
Chênaies d'Yeuses montagnardes et Chênaies mixtes	112,26	3004	26,75	8977	79,96	67	0,59
Chênaies à feuilles caduques (<i>Quercus pubescens</i> et <i>Quercus sessiliflora</i>)	70,78	1199	16,93	1771	25,02	28	0,39
Hêtraies sur silice et calcaire	19,76	11	0,55	0	0	0	0

Une telle conclusion illustre l'importance du quantitatif en épidémiologie. Si l'on considère en effet la distribution française de *Phlebotomus ariasi* (fig. 69), on constate que l'aire de répartition de cette espèce (2) déborde très largement celle des leishmanioses, tant humaines qu'animales. Autrement dit, la zoonose n'est pas conditionnée par la simple présence du vecteur mais par sa densité et l'étalement de sa période d'activité trophique. Lorsqu'on songe que ces deux variables sont elles-même en corrélation directe avec les caractéristiques pluviothermiques locales [régime bioclimatique de type méditerranéen humide (fig. 105)] et le nombre de « niches » disponibles (structure géomorphologique complexe et couverture végétale dense des Cévennes Méridionales), on comprend toute l'attention que l'on doit apporter à l'établissement et à l'interprétation mathématique des divers paramètres mésologiques. A ce prix, on connaîtra enfin le mécanisme intime de l'implantation, de la permanence et des fluctuations temporo-spatiales de l'endémie.

(1) Dans cette zone où la leishmaniose canine est absente, la Tique du Chien (*Rhipicephalus sanguineus*) atteint sa plus forte densité (Petite-Camargue, Camargue, Crau). L'hypothèse d'une transmission par cet Arthropode (G. BLANC et J. CAMINOPETROS, 1930, 1937; P. GIRAUD, 1934) n'est donc pas confirmée par les données épidémiologiques.

(2) Constataion valable également pour *Phlebotomus perniciosus* et *Phlebotomus mascittii*.

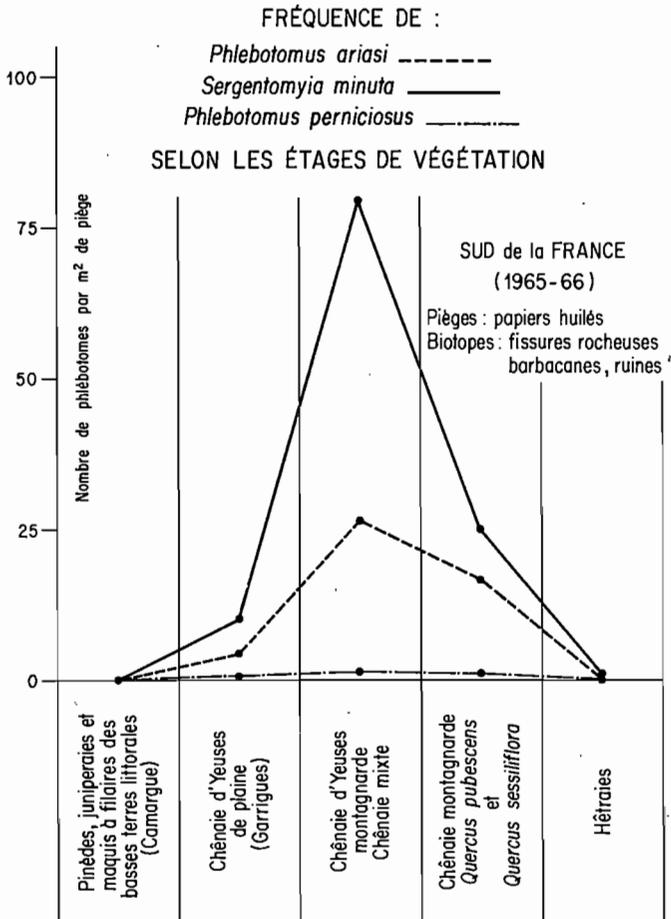


FIG. 104. — Fréquence de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, *Phlebotomus perniciosus* Newst. et *Sergentomyia minuta* (Rondani) selon les étages de végétation. Dans les Cévennes méridionales, les densités maximales des principales espèces françaises de Phlébotomes, et singulièrement de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, correspondent à la Chênaie mixte et à la Chênaie d'Yeuses montagnarde. Ces « étages » correspondent aussi à l'optimum écologique des leishmanioses humaines et canine.

Au demeurant, l'existence du « foyer » leishmanien cévenol est bien conditionnée par la haute densité du vecteur et non, comme on aurait pu également le supposer, par celle du réservoir de virus canin. Nombreuses sont en effet les localités de ce foyer où la densité des chiens est voisine sinon identique à celle des régions indemnes. Bien plus, dans le département de l'Hérault (fig. 106), la densité la plus élevée s'observe dans les basses plaines littorales (Frontignan : 16,1 chiens au km²; Lunel 10,8 chiens au km²) où la leishmaniose est rare alors qu'à l'étage collinéen (Montagne Noire Orientale, Espinouse), où l'affection est fréquente comme est abondant le vecteur, cette densité est faible (Olargues : 1,6 chiens au km²; St-Gervais-sur-Mare : 3,7 chiens au km²).

CLIMAGRAMMES DE TROIS STATIONS HÉRAULTAISES
OU LA LEISHMANIOSE CANINE EST :

EXCEPTIONNELLE (Zone côtière : Agde) alt. 10 m

FREQUENTE (Etage collinéen : Bédarieux) alt. 196 m

ABSENTE (Etage montagnard : Fraïsse s/Agout) alt. 800 m.

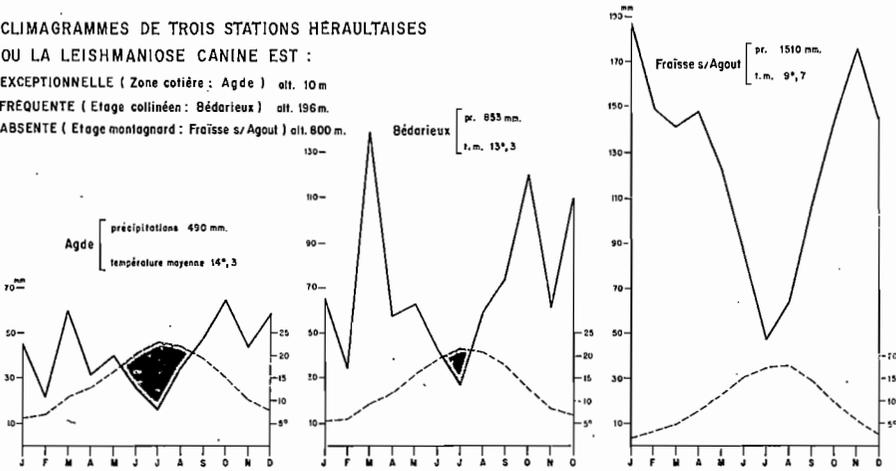


Fig. 105.

LE COMPORTEMENT DE *Phlebotomus ariasi* LUI CONFÈRE UN RÔLE PRÉPONDÉRANT
DANS LE CYCLE DES LEISHMANIOSES.

L'éthologie de *Phlebotomus ariasi* apporte enfin une autre série d'arguments non moins importants. Ainsi qu'il a été largement développé au chapitre analytique (cf. p. 113), *Phlebotomus ariasi* se comporte en effet comme une espèce ubiquiste, à la fois sauvage et domestique, endo-exophile et anthropozophile, donc susceptible de servir de trait d'union entre les réservoirs de virus animaux (Chien et Renard) d'une part, entre ces réservoirs et l'Homme d'autre part (1).

Un semblable comportement, qui conditionne non seulement la maladie humaine mais la zoonose toute entière, se retrouve d'ailleurs chez les vecteurs des principaux foyers leishmaniens du monde. Il n'est pas jusqu'au Kala-Azar indien, exception remarquable à cette règle, qui ne s'explique par le comportement exclusivement anthropophile (2) du vecteur habituel : *Phlebotomus argentipes* Annandale et Brunetti, 1908; par son mode de vie, l'homme suffit à lui seul à entretenir le « foyer d'infection » (P.C. GARNHAM, 1965). A l'inverse,

(1) Par « réservoir » animal nous entendons non seulement ceux de la leishmaniose viscérale, mais aussi celui du bouton d'Orient autochtone car, dans ce dernier cas, le « réservoir-humain » à la fois trop dispersé et trop sporadique ne saurait en aucune manière entretenir l'affection. Or, dans le foyer cévenol, les Rongeurs sauvages, considérés classiquement comme les principaux réservoirs de virus de la leishmaniose cutanée, ne peuvent être impliqués, malgré leur grande sensibilité expérimentale [*Glis glis* (L.) et *Ellomys quercinus* (L.): P. VON TARTAGLIA, 1960; obs. person.; *Sciurus vulgaris*: J. RANQUE et A. FAURE, 1956], voire la possibilité d'infestation spontanée [*Glis glis*: A. LAVERAN et G. FRANCHINI, 1921] de certains d'entre eux. En effet, sur les 822 Rongeurs sauvages capturés au cours de notre enquête, aucun cas d'infestation spontanée n'a pu être décelé. Nous rejoignons ici les observations de E. A. MILLS et C. MACHATTIE (1930) pour qui le Chien constituerait l'un des principaux réservoirs de virus du bouton d'Orient à Bagdad. Dans un article de synthèse, P. C. GARNHAM (1965) vient de reprendre cette hypothèse qu'il considère comme hautement fondée.

(2) Toutefois D. J. LEWIS et R. H. WHARTON (1963) signalent qu'en Malaisie cette espèce peut également se nourrir sur les Bovins.

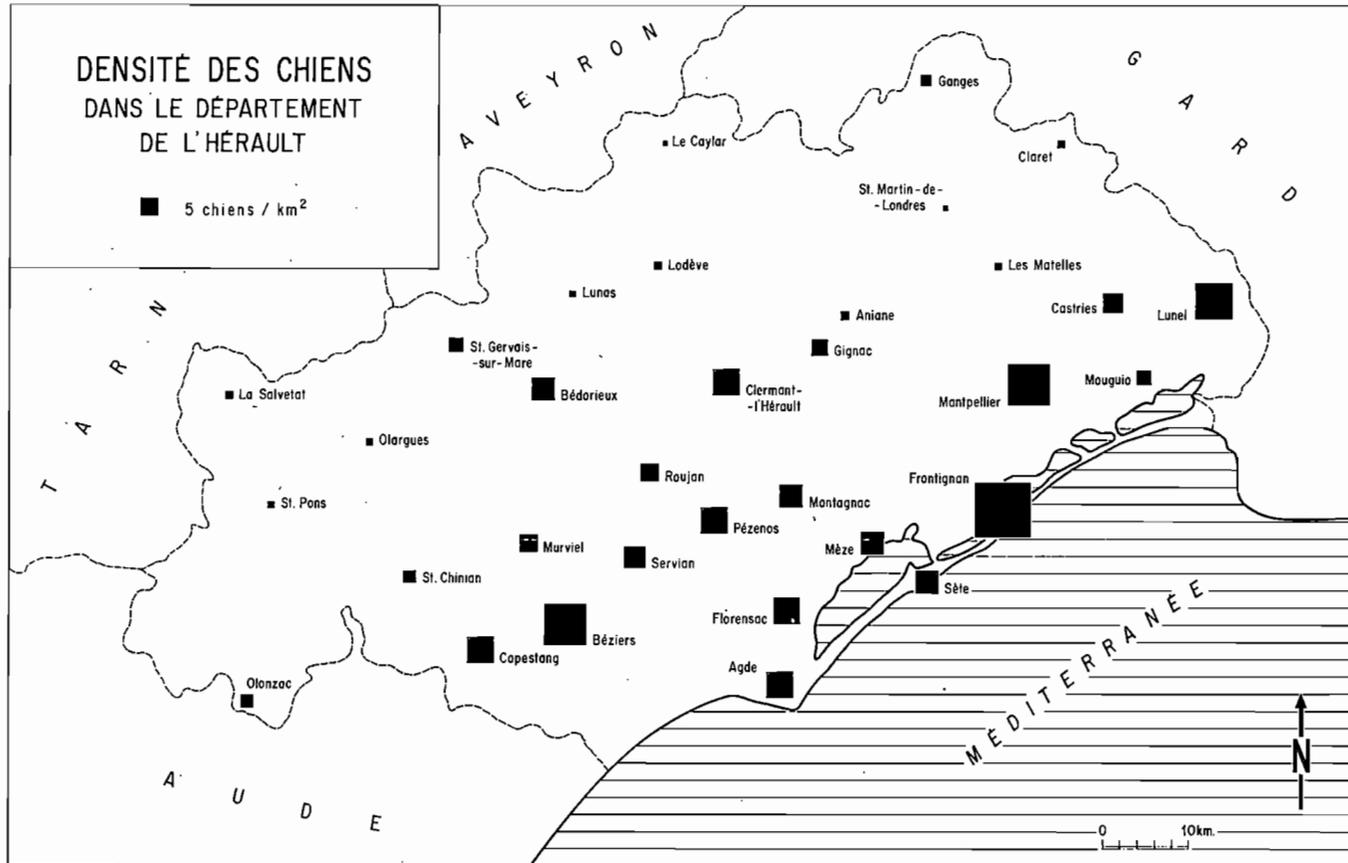


FIG. 106. — Densité des Chiens dans le département de l'Hérault.

Comparer avec la fig. n° 96: la leishmaniose sévit dans le nord-ouest du département où la densité des Chiens est faible.

sur le pourtour du bassin méditerranéen où le Chien paraît nécessaire au maintien de l'endémie, la maladie peut rester pratiquement inconnue dans les régions où les espèces cyno-anthropophiles sont rares ou absentes; la Basse Egypte, indemne de Kala-Azar, en est une remarquable illustration : *Phlebotomus papatasi*, essentiellement domestique et anthropophile, est ici l'espèce dominante.

ARGUMENTS DIRECTS

Les arguments indirects, c'est-à-dire écologiques, impliquant nettement *Phlebotomus ariasi*, il était logique d'étudier en priorité la réceptivité de cette espèce.

INFESTATION NATURELLE.

Dès 1963, nous avons jeté les bases d'une telle étude. Pour ce faire, nous avons mis au point le protocole expérimental suivant :

Les Phlébotomes transportés vivants (1) au laboratoire, sont anesthésiés au CO₂, puis disséqués individuellement sous la loupe binoculaire dans une goutte d'eau distillée. Les deux derniers segments, séparés du corps, sont placés dans une goutte d'alcool polyvinylique aux fins d'identification. La partie antérieure, débarrassée si possible des ailes et des pattes, est broyée au mortier de Potter dans une solution d'eau chlorurée sodique à 9 %/100 et inoculée par voie intra-péritonéale au Hamster. Ce dernier est sacrifié 4 à 5 mois après inoculation. Le foie, la rate et la moelle sont alors ensemencés sur milieu NNN et examinés au microscope sur frottis colorés au May-Grunwald-Giemsä.

Sur 737 *Phlebotomus ariasi* ♀ inoculés, de 1963 à 1965, aucun n'a montré d'infection leishmanienne (tabl. XXIV). Cette négativité qui, pensons-nous, n'entame en rien notre hypothèse de travail, relève de deux causes essentielles.

La première, et vraisemblablement la plus importante, doit être recherchée dans la rareté absolue de l'infestation naturelle, rareté sur laquelle insistent la plupart des chercheurs. Ainsi, au Brésil, L.M. DEANE n'obtient que trois positivités sur 1017 *Phlebotomus longipalpis* étudiés (1956). Au Portugal, J. FRAGA DE AZEVEDO dissèque 2 644 *Phlebotomus perniciosus* pour trouver un seul exemplaire infesté (1954). De même en Sicile, S. ADLER et O. THEODOR dépistent une infestation sur 751 *Phlebotomus perniciosus* (1931) (2).

Une deuxième raison tient aux conditions d'échantillonnage. La majorité des Phlébotomes inoculés à l'occasion de notre enquête, a été récoltée au hasard des prospections, et non dans les foyers leishmaniens en activité. Or, dans les statistiques de S. ADLER et O. THEODOR (1931), l'unique exemplaire

(1) Le transport et la conservation se font aisément grâce à l'emploi de pots de verre à fond de plâtre. Les Phlébotomes sont transvasés directement des captureurs dans les pots. Un tampon de coton entouré de gaze sert de bouchon. Le plâtre est régulièrement saturé d'eau de manière à assurer une humidité suffisante. Cette méthode permet de maintenir les Phlébotomes en survie pendant 20 jours. Un disque de papier Joseph déposé sur le plâtre permet de récolter les pontes sans difficulté (fig. 107).

(2) Ces statistiques se rapportent à la leishmaniose viscérale. Toutefois, pour la leishmaniose cutanée, les proportions obtenues avec *Phlebotomus papatasi* sont sensiblement les mêmes (2 pour 2.233 à Biskra, L. PARROT et A. DONATIEN, 1927; 4 pour 3798 à Jéricho, S. ADLER et O. THEODOR, 1926).

infesté provenait d'une maison où avait été dépisté un cas de leishmaniose viscérale. Dans celles de H.E. SHORTT, P.J. BARRAUD et A.C. CRAIGHEAD (1930), où le nombre d'infestations atteint 3,1 % (*Phlebotomus argentipes*), les récoltes avaient eu lieu systématiquement dans les habitations de sujets atteints de Kala-Azar.

TABLEAU XXIV

Localités	Dates des captures	Nombre de Phlébotomes inoculés	Nombre de Hamsters utilisés
Agonès (Hérault)	10. VII.1963	20	20
La Borie-Nouvelle (Hérault)	12.VIII.1964	160	16
"	28. VII.1965	317	32
"	20.VIII.1965	3	1
"	30.VIII.1965	24	2
"	20. IX.1965	3	1
Branoux (Gard)	20.VIII.1964	4	1
Campestre (Hérault)	14. VII.1963	4	4
Causse-de-la-Selle (Hérault)	17. VII.1963	5	5
Ceyras (Hérault)	14. VII.1963	1	1
Hérépian (Hérault)	14. VII.1963	1	1
Lacoste (Hérault)	5. VII.1965	16	2
Montpellier (Hérault)	14. VII.1963	2	2
Rieu-Berlou (Hérault)	26.VIII.1964	60	6
Roquedur-le-bas (Gard)	4. IX.1965	43	4
St-André-de-Valborgne (Gard)	9.VIII.1965	39	4
St-Gély-du-Fesc (Hérault)	17. VII.1963	1	1
St-Martial (Gard)	17.VIII.1965	19	2
St-Martin-de-Londres (Hérault)	17.VIII.1963	1	1
Soubès (Hérault)	13. VII.1963	1	1
Le Triadou (Hérault)	8. VII.1963	12	12
Le Villaret (Gard)	17.VIII.1965	1	1

RÉCEPTIVITÉ EXPÉRIMENTALE.

On sait les problèmes techniques que pose une telle étude. Dans le cas particulier, ils relevaient non seulement des difficultés générales de l'élevage artificiel des Phlébotomes, mais aussi du peu d'attrance que manifeste au laboratoire *Phlebotomus ariasi* à l'égard d'hôtes pourtant très exploités dans les conditions naturelles (Homme, Chien, Lapin).

Il était certes possible de provoquer artificiellement l'infestation en faisant ingérer une culture pure de *Leptomonas* selon le procédé de A.T. HERTIG et M. HERTIG (1927). Mais, outre ses difficultés de réalisation (1), cette méthode présentait à nos yeux un inconvénient majeur, celui de ne rendre compte que très imparfaitement des processus naturels d'infestation. En effet, en 1963, M. HERTIG et E. MACCONNEL avaient pu démontrer à l'aide de souches américaines (*Leishmania brasiliensis s.l.*) que toutes les espèces de Phlébotomes étaient expérimentalement réceptives. Comme dans les expériences identiques réalisées avec des souches de l'Ancien Monde, l'infestation « antérograde » s'observait dans 80 % des cas (2).

Les résultats de ces recherches, portant sur un nombre considérable d'individus (800 dans le travail de 1963), revenaient à démontrer indirectement l'importance des facteurs écologiques (en particulier éthologiques) dans la transmission des leishmanioses. Autrement dit, dans un foyer naturel, le rôle de « vecteur habituel » revenait toujours à l'espèce à la fois la mieux adaptée aux réservoirs de virus et la plus abondante (forte densité, intrication des biotopes, coaptation trophique).

En ce qui concerne le foyer leishmanien du sud de la France, les problèmes d'abondance relative et de préférence trophique du vecteur avaient reçu une réponse satisfaisante. Il restait donc à réaliser l'infestation directe sur le réservoir habituel, en l'occurrence le Chien.

Au demeurant, les exemples de tels travaux abondaient dans la littérature. Ainsi, aux Indes, S.R. CHRISTOPHERS, H.E. SHORTT et P.J. BARRAUD avaient réussi, dès 1925, à infester *Phlebotomus argentipes* sur un Homme atteint de Kala-Azar. C.W. YOUNG et M. HERTIG (1926) avaient fait de même en Chine, avec *Phlebotomus chinensis*. Trois ans plus tard, l'agent du bouton d'Orient était transmis à *Phlebotomus sergenti* par S. ADLER et O. THEODOR. De leur côté, en 1930 et 1931, L. PARROT, A. DONATIEN et F. LESTOQUARD avaient infesté *Phlebotomus perniciosus* sur un Chien leishmanien. Au cours de leurs importantes recherches sur le Kala-Azar méditerranéen, réalisées principalement de 1930 à 1934, S. ADLER et O. THEODOR étaient parvenus à infester de nombreuses espèces de Phlébotomes, en particulier *Phlebotomus perniciosus* et *Phlebotomus major* sur le Chien et *Phlebotomus perniciosus* sur l'enfant. De même en 1955, M.P. DEANE et L.M. DEANE au Brésil, expérimentaient avec succès sur l'Homme, le Chien et le Renard des savanes (*Lycalopex vetulus*) avec *Phlebotomus longipalpis*.

Dans le « midi » méditerranéen une telle étude s'imposait. Toutefois, en raison des difficultés déjà signalées, il était préférable d'opérer non pas au laboratoire mais sur le terrain, aux heures d'activité maximale de *Phlebotomus ariasi*.

(1) L'appareil de Hertig consiste en un tube capillaire ouvert aux deux extrémités; l'un des orifices admet les stylets du Phlébotome, mais non le labium qui se trouve repoussé en arrière de manière à simuler la position prise par l'insecte au cours du repas normal. Après la mise en place des pièces buccales, on introduit, par l'autre extrémité du tube, le liquide nutritif contenant les *Leptomonas* (A. T. HERTIG et M. HERTIG, 1927; S. ADLER, O. THEODOR et E. LOURIE, 1930; L. E. NAPIER, 1930; M. HERTIG et E. MACCONNEL, 1963; A. N. ALEXEYEV et V. M. SAFYANOVA, 1966).

(2) Bien plus, en 1966, A. N. ALEXEYEV et V. M. SAFYANOVA parvenaient, par une méthode similaire, à infester les mâles de deux espèces, *Phlebotomus papatasi* et *Sergentomyia arpaklensis* (Perf., 1933).

Une première tentative était réalisée le 9 juillet 1966, à La Borie-Nouvelle (Hérault, alt. 500 m).

Ce jour, nous installons un piège-moustiquaire sur un terre-plein jouxtant le village. Un Chien leishmanien (Rex) présentant un pityriasis généralisé avec dépilation et pachydermie (présence de *Leishmanies* dans la peau de l'abdomen et du museau), est placé dans le piège avec une centaine de *Phlebotomus ariasi* ♀ capturés sur les murs quelques minutes auparavant. Le lendemain, les Phlébotomes gorgés sont recapturés et mis en pots de conservation. Un lot équivalent, mais placé directement en pots dès la capture, sert de témoin.

Le 21-VII, c'est-à-dire 12 jours après, les individus sont disséqués. La tête, détachée du thorax par traction, est écrasée entre lame et lamelle, dans une goutte d'eau salée isotonique. La préparation est immédiatement examinée au microscope (object. Leitz 40). Le lot témoin, comportant 61 *Phlebotomus ariasi* ♀, ne contient aucun parasite; par contre, dans le lot de 30 *Phlebotomus ariasi* ♀ gorgés sur le Chien leishmanien, deux individus (5,6 %) sont porteurs de *Leptomonas* typiques, longs et mobiles.



FIG. 107. — Pot de transport et de ponte.

Un fond de plâtre imbibé d'eau maintient une humidité élevée. Un disque de papier buvard recouvrant le plâtre permet de prélever les pontes. Un accordéon de papier rigide évite la fatigue des imagos. Le bouchon de coton cardé enveloppé de gaze est préférable au bouchon de plastique perforé.

Une deuxième série d'infestations, réalisée en juillet 1968, permettait de juger des différences de pouvoir infestant selon la forme de leishmaniose.

« Du 10 au 27 juillet 1968, plusieurs lots de *Phlebotomus ariasi* sont mis à gorgier sur un Chien (Black) présentant une forme mineure de leishmaniose (furfur discret, état général conservé, absence de parasite dans les frottis cutanés). Sur 111 *Phlebotomus ariasi* disséqués 10, 13 et 15 jours après l'infestation, un seul exemplaire présentait quelques *Leptomonas*, localisés uniquement dans l'intestin antérieur ».

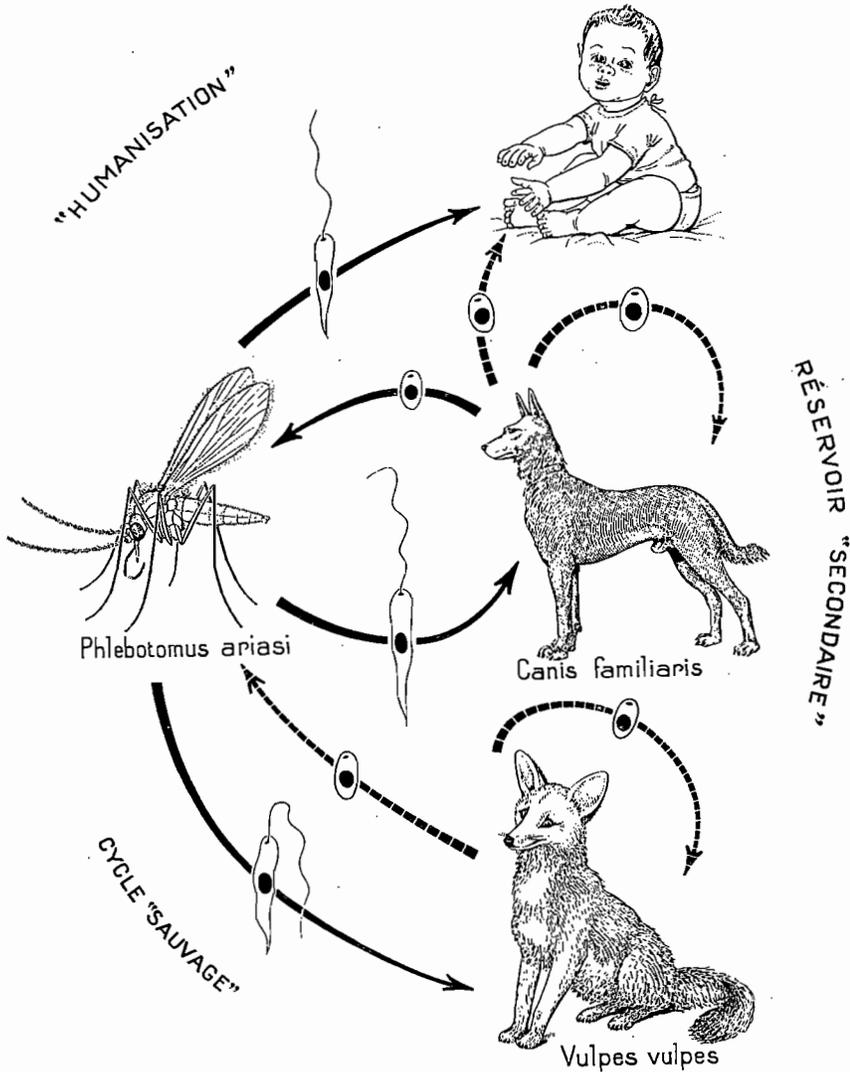


FIG. 108. — Schéma théorique du cycle leishmanien en Cévennes. Certains circuits, habituellement utilisés par le parasite, sont indiqués en traits pleins. D'autres, hypothétiques ou peu probables, sont figurés en traits discontinus. Le vocable de « réservoir primaire » que l'on aurait pu appliquer au Renard n'est pas employé car l'indépendance du cycle domestique et du cycle sauvage n'est pas prouvée.

Il semble donc que tous les animaux leishmaniens ne soient pas également « infestants » pour les Phlébotomes. Au cours des poussées évolutives avec hémocultures positives ainsi qu'en période de grande infestation cutanée, la probabilité d'infestation est très certainement maximale. Une telle constatation ajoute une variable supplémentaire à l'équation déjà complexe des leishmanioses.

DÉLIMITATION DU FOYER LEISHMANIEN CÉVENOL

Au cours des précédents chapitres, nous avons mis en évidence les corrélations, sinon les liaisons de causalité, existant entre la densité du vecteur, *Phlebotomus ariasi*, et les caractéristiques bioclimatiques et écologiques des zones à forte endémie leishmanienne. A ce titre, nous avons retenu comme territoires privilégiés les contreforts méridionaux du Massif Central (Caroux, Montagne Noire Orientale, Cévennes), et singulièrement les étages de la forêt d'Yeuses montagnarde, de la forêt mixte d'Yeuses et de Chênes pubescents et de la forêt homogène de Chênes pubescents.

Partant de ces données, nous avons pu tracer assez fidèlement les limites géographiques du foyer en utilisant les cartes de végétation de H. GAUSSEN et P. REY (carte 2). En altitude, ces limites correspondent à la bordure inférieure de la forêt de Chênes sessiles (*Quercus sessiliflora*). Vers la plaine, les frontières s'estompent insensiblement dans la chênaie d'Yeuses de garrigue. Ça et là, quelques micro-climats privilégiés (versants nord, vallées) permettent toutefois l'installation de foyers ectopiques plus ou moins actifs (Costière nîmoise, Sète).

Par la suite, la planimétrie des diverses surfaces nous a permis de chiffrer approximativement l'étendue des différentes zones endémiques. Ainsi, dans les Cévennes méridionales, les territoires à forte endémicité (« leishmaniose stable »), constitués par les hauts bassins des fleuves côtiers et de leurs affluents (cf. cartes 1 et 2), couvrent environ 5 000 km² de la Margeride au nord-est, à la Montagne Noire au sud-ouest. De part et d'autre, les territoires à faible endémicité (« leishmaniose instable ») s'étendent sur 10 000 km², de la vallée du Rhône à l'est aux Corbières à l'ouest (limites supérieures de l'étage du Chêne pubescent de montagne, étages de l'Yeuse de plaine et du Pin d'Alep).

Au surplus, l'exploitation de ces mêmes cartes a permis le dépistage de foyers méconnus car plus discrets ou tout au moins révélés uniquement par l'endémie canine, tels que le foyer caussenard de la vallée du Tarn (Millau - St-Affrique). Un tel résultat n'est pas pour étonner lorsqu'on réalise que la végétation spontanée, véritable intégrateur du milieu, représente l'expression la mieux équilibrée et la plus stable des divers facteurs écologiques. Cartographier la végétation revient en définitive à matérialiser dans l'espace la résultante de ces facteurs. Et précisément, ne savons-nous pas à présent que certains d'entre eux conditionnent aussi le développement des populations de vecteurs et de réservoirs de virus, c'est-à-dire assurent *in fine* l'entretien de l'endémie.

Ainsi délimité, le foyer leishmanien présente un certain nombre de particularités dynamiques qui méritent d'être précisées :



FIG. 109. — La haute vallée de l'Hérault aux environs de Valleraugue (Gard), station optimale de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. Le long des berges, prairies de fauche plantées de pommiers. Sur les pentes, au-dessus des « traversiers », la forêt mixte de Chênes verts (*Quercus ilex*) et de Chênes blancs (*Quercus pubescens*). Par places, la Châtaigneraie.

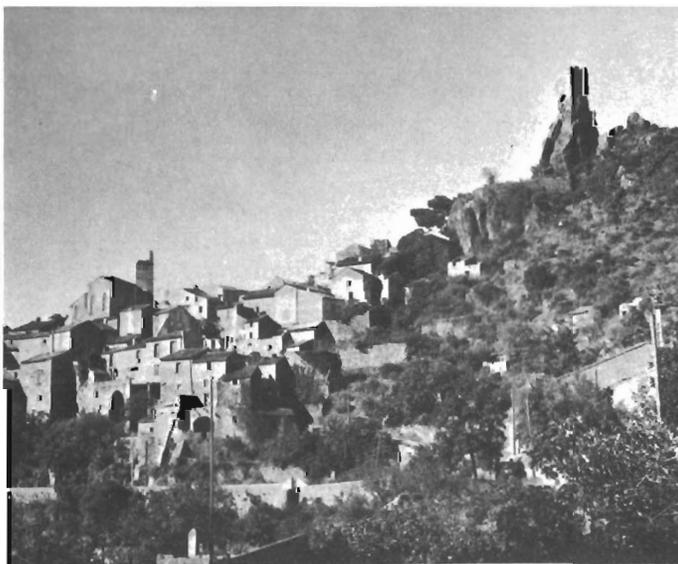


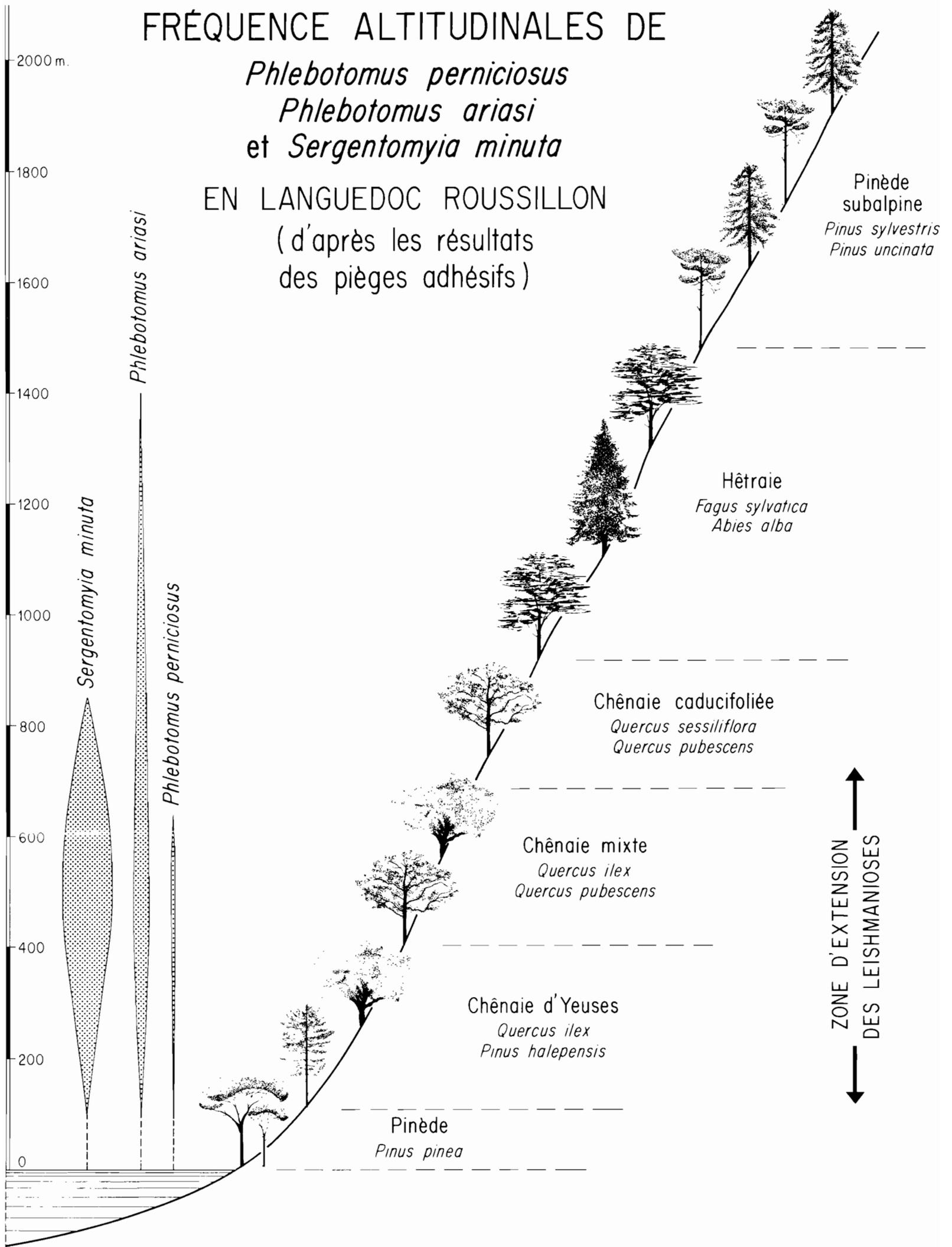
FIG. 110. — Roquebrun (Hérault, alt. 89 m), village de 723 habitants, situé sur le cours moyen de l'Orb. Un des centres actifs de leishmaniose canine. Plusieurs cas de Kala-Azar infantile y ont été dépistés.

Altitudes

RÉPARTITION ET FRÉQUENCE ALTITUDINALES DE

Phlebotomus perniciosus
Phlebotomus ariasi
et *Sergentomyia minuta*

EN LANGUEDOC ROUSSILLON
(d'après les résultats
des pièges adhésifs)



1° Les foyers élémentaires, que la carte thématique (carte 2) semble nettement isoler, sont en réalité étroitement dépendants. En effet, d'importantes communications peuvent s'établir à tout instant grâce aux « anastomoses écologiques » que constituent les confluent de vallées et les cols de basse altitude. Il n'est pas jusqu'aux transports actifs (divagations) ou passifs (chasse) de Chiens leishmaniens qui ne puissent contribuer à ce processus.

2° On objecte parfois que certains micro-foyers (bassins miniers) doivent leur existence à l'apport plus ou moins régulier de Chiens parasités venant de régions endémiques du Maghreb. Une fois encore rappelons qu'une telle occurrence n'est pour rien dans la permanence de l'endémie. La zoonose trouve sur place les conditions écologiques nécessaires et suffisantes à son fonctionnement autonome et indéfini. L'exemple des foyers de l'Orb et de l'Hérault, actuellement les plus actifs et cependant privés de toute alimentation exogène, est significatif à cet égard.

3° Le « niveau d'endémicité » des divers micro-foyers leishmaniens du sud de la France n'est pas immuable mais soumis à d'importantes fluctuations temporo-spatiales, fluctuations que l'on observe d'ailleurs dans la plupart des autres zoonoses. Au surplus, ces pulsations ne sont pas toujours synchrones et tel secteur sérieusement touché pendant plusieurs années paraîtra s'éteindre cependant qu'un secteur voisin, jusque là quiescent, se manifesterà à son tour. Quant aux causes profondes du phénomène, on en est pour l'instant réduit à des hypothèses. De nombreux facteurs doivent certainement intervenir concurremment, par exemple, les fluctuations climatiques des populations de Phlébotomes, le relâchement des contrôles sanitaires, les bouleversements sociaux (guerre de 1939-45) et l'apport de sujets réceptifs (tourisme).

COROLLAIRES PROPHYLACTIQUES

Ainsi, dans le sud de la France et plus particulièrement en Languedoc-Roussillon, *Phlebotomus ariasi* se comporte comme le principal, sinon l'unique vecteur des leishmanioses humaines et animales (fig. 108). Il doit ce rôle privilégié à son abondance absolue dans l'aire d'endémie (Cévennes, Montagne Noire, Espinouse). Son anthropozoophilie, en particulier son attirance pour le Chien, et son exoendophilie en font, par ailleurs, un excellent « vecteur de liaison » (Chien \rightleftharpoons Renard, Chien \rightarrow Homme).

C'est donc essentiellement contre cette espèce que doit être dirigée la lutte. Toutefois, en raison même de son ubiquité écologique et de son intervention dans un éventuel cycle selvatique « Phlébotome \rightleftharpoons Renard », on ne saurait prétendre à l'éradication de la zoonose.

Pour être efficaces dans les limites de la rentabilité, les opérations doivent porter sur des objectifs limités tels que les fermes isolées, les villages et les abords des villes.

Sur le plan pratique, on pourra utiliser, séparément ou conjointement, les pulvérisations murales de DDT (caves, chenils, bergeries, clapiers, poulaillers) et les brouillards d'HCH ou de dérivés organo-phosphorés (aérosols thermiques). Les traitements seront réalisés au cours de la saison chaude. Il est recommandé d'effectuer les pulvérisations murales peu de temps après les premières éclosions (mai, juin). Les opérations de « fogging » auront lieu de préférence en période de pleine activité imaginaire, c'est-à-dire du 15 juillet au 15 août. Dans ce cas, les applications seront faites le soir entre 21 et 24 heures par temps calme et chaud.

Les limites de la zone à traiter seront tracées, en première approximation, à partir de la carte de végétation (carte 2). Nous pensons inutile d'intervenir à l'étage de la forêt d'Yeuses de plaine où la leishmaniose, épidémiologiquement « instable », ne se maintient vraisemblablement pas sans l'apport constant du réservoir canin venu des étages sus-jacents (chênaie mixte et chênaie caducifoliée).

A ce prix, les leishmanioses humaines et canine régresseront rapidement par la seule utilisation des techniques imagocides (1). En faveur d'une telle option logistique plaident d'une part l'instabilité de l'enzootie canine, due à la basse fréquence de l'infestation leptomonadienne des vecteurs, d'autre part la grande « sensibilité de base » de ces mêmes vecteurs aux insecticides organo-phosphorés et organo-chlorés (F. JACUSIEL, 1947; G. D'ALESSAN-

(1) Les gîtes larvaires des espèces françaises sont pour l'instant totalement inconnus. Leur découverte permettrait de mener une lutte plus rationnelle, où seraient utilisées concurremment les méthodes chimiques, physiques et biologiques (lutte intégrée).

DRO, G. BURGIO et M. MARIANI, 1947; R. KIRK et D. J. LEWIS, 1949; A. CORRADETTI, 1952 et 1954; L.M. DEANE, 1958; M. MILOVANOVITCH et D. POPOVITCH, 1960).

Il va de soi qu'une telle orientation tactique ne saurait justifier l'abandon des mesures de contrôle sanitaire spécialement dirigées à l'encontre du réservoir canin. A ce propos, **la création d'un organisme pluridisciplinaire, chargé d'intégrer les différents modes de lutte, serait éminemment souhaitable.**



BIBLIOGRAPHIE

A

- ABONNENC E. (1958). — Sur *Phlebotomus duboscqi* Neveu-Lemaire, 1908 et *Phlebotomus roubaudi* Newstead, 1913 (Diptera, Psychodidae). *Arch. Inst. Past. Algérie*, 36 : 61-69.
- ABONNENC E. (1959). — Etude comparative des femelles de *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) de *Phlebotomus papatasi* var. *bergeroti* Parrot et de *Phlebotomus duboscqi* Neveu-Lemaire. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 37 : 329-339.
- ABONNENC E. et LARIVIÈRE M. (1957). — Les formes larvaires de quelques Phlébotomes des régions méditerranéenne et éthiopienne. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 35 : 391-403.
- ABONNENC E. et MINTER D.M. (1965). — Tables d'identification bilingues des Phlébotomes de la région éthiopienne. *Cah. O.R.S.T.O.M., Ent. Med.*, 5 : 63 p.
- ABONNENC E. et RIOUX J.A. (1961). — Contribution à l'étude des Phlébotomes (Diptera-Psychodidae) du Nord-Tchad. In : Mission épidémiologique au Nord-Tchad, Prohuza éd. : 30-52.
- ADLER S. (1946). — The sandflies of Cyprus (Diptera). *Bull. Ent. Res.*, 36 : 497-511.
- ADLER S. (1958). — Some aspects of research on *Leishmania tropica*. *Proc. sixth Intern. Congr. Trop. Med. Malaria, Lisbonne*, 7 : 680-683.
- ADLER S. (1964). — *Leishmania*. In : B. DAVES. *Advances in Parasitology, Academic Press éd., New York*, 2 : 35-96.
- ADLER S. et ADLER J. (1955). — The agglutinogenic properties of various stages of the Leishmanias. *Bull. Res. Council of Israel*, 4 : 396-397.
- ADLER S. et THEODOR O. (1926). — Further observations on the transmission of cutaneous leishmaniasis to man from *Phlebotomus papatasi*. *Ann. trop. Med. Parasit.*, 20 : 175-194.
- ADLER S. et THEODOR O. (1926). — On the *minutus* group of the genus *Phlebotomus* in Palestine. *Bull. Ent. Res.*, 16 : 399-405.
- ADLER S. et THEODOR O. (1927). — On a collection of *Phlebotomus* sp. of the *minutus* group. *Ann. Trop. Med. Paras.*, 21 : 61-68.
- ADLER S. et THEODOR O. (1929). — Attempts to transmit *Leishmania tropica* by bite; the transmission of *L. tropica* by *Phlebotomus sergenti*. *Ann. Trop. Med. Paras.*, 23 : 1-19.
- ADLER S. et THEODOR O. (1929). — The distribution of sandflies and Leishmaniasis in Palestine, Syria and Mesopotamia. *Ann. Trop. Med. Paras.*, 23 : 269-306.

- ADLER S. et THEODOR O. (1930). — The inoculation of canine cutaneous leishmaniasis into man and the behaviour of various strains of *Leishmania* in mice. *Ann. trop. Med. Paras.*, 24 : 197-210.
- ADLER S. et THEODOR O. (1931). — A study of the sandfly population in endemic foci of infantile Kala-Azar in Italy. *Bull. Ent. Res.*, 22 : 105-113.
- ADLER S. et THEODOR O. (1931). — Investigations on Mediterranean Kala-Azar. III. - The sandflies of the Mediterranean Basin. Distribution and bionomics of sandflies in Catania and District. *Proc. Roy. Soc. B. London*, 108 : 464-480.
- ADLER S. et THEODOR O. (1932). — Investigations on Mediterranean Kala-Azar. VI. - Canine visceral Leishmaniasis. *Proc. Roy. Soc. B. London*, 110 : 402-412.
- ADLER S. et THEODOR O. (1935). — Investigations on Mediterranean Kala-Azar. VII. - Further observations on canine visceral Leishmaniasis. *Proc. Roy. Soc. B. London*, 116 : 494-504.
- ADLER S. et THEODOR O. (1935). — Investigations on Mediterranean Kala-Azar. VIII. - Further observations on Mediterranean sandflies. *Proc. Roy. Soc. B. London*, 116 : 505-515.
- ADLER S. et THEODOR O. (1935). — Investigations on Mediterranean Kala-Azar. IX. - Feeding experiments with *Phlebotomus perniciosus* and other species on animals infected with *Leishmania infantum*. *Proc. Roy. Soc. B. London*, 116 : 516-542.
- ADLER S. et THEODOR O. (1935). — Investigations on Mediterranean Kala-Azar. X. - A note on *Trypanosoma platyductyli* and *Leishmania tarentolae*. *Proc. Roy. Soc. B. London*, 116 : 543-548.
- ADLER S. et THEODOR O. (1957). — Transmission of disease agents by phlebotomine sandflies. *Ann. Rev. Entom.*, 2 : 203-226.
- ADLER S., THEODOR O. et LOURIE E. (1930). — On sandflies from Persia and Palestine. *Bull. Ent. Res.*, 21 : 529-539.
- ADLER S., THEODOR O. et WITENBERG G. (1938). — Investigations on Mediterranean Kala-Azar. XI. - A study of leishmaniasis in Canea (Crète). *Proc. Roy. Soc. B. London*, 125 : 491-516.
- ALESSANDRO G. D', BURGIO G. et MARIANI M. (1947). — Commento all'attuale recrudescenza della leishmaniosi viscerale a Palermo. Prospettive della lotta contro i flebotomi a mezzo del D.D.T. *La Riforma Medica* (21-22) : 3-12.
- ALEXEYEV A.N. et SAFYANOVA V.M. (1966). — A method for forced infecting feeding of sandflies (subfamily *Phlebotominae*) with dosed amounts of Leptomonad cultures. *Med. Paras. Moscou*, 35 : 49-55.
- ANDRÉ R., BRUMPT L., DREYFUS B., PASSELECQ A. et JACOB S. (1957). — Leishmaniose cutanée, leishmaniose cutanéoganglionnaire et Kala-Azar transfusionnel. *Bull. Mém. Soc. Méd. Hôpit. Paris*, 73 : 854-860.
- ANDRÉO J. P. (1949). — Contribution à l'étude clinique de la leishmaniose générale du chien et à sa thérapeutique curative par les Diamidines aromatiques. *Thèse Doct. Vét., Alger*, 159 p.
- ANSARI N. (1962). — The Leishmaniasis as a world problem. *Sc. Rep. Ist. Super. Sanita*, 2 : 63-67.
- ANSARI N. et FAGUIH M. (1953). — Cutaneous leishmaniasis from *L. tropica* in *Rhombomys opimus*. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 28 : 241-246.
- ARIAS (1912). — Datos para el conocimiento de la distribución geográfica de los Dípteros en España. *Mem. Soc. Esp. Hist. Nat.*, 7 : 179.

- ASSUMPCAO L. et SILVEIRA G.F. (1935). — Contribução do estudo da fixação do complemento na lepra. *Rev. Leprol. Sao Paulo*, 2 : 13-36.
- AUBERT P. (1912). — Sur le *Phlebotomus papatacci*. *Lyon Méd.*, 2 : 850-853.
- AUBERT P. (1912). — Le *Phlebotomus papatacci* dans la région lyonnaise. *Lyon Méd.*, 2 : 580-583.

B

- BALZER R.J., DESTOMBES P., SCHALLER K.F. et SÉRIÉ C. (1960). — Leishmaniose cutanée pseudolépromateuse en Ethiopie. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 53 : 293-298.
- BARRETTO M.P. (1961). — Subfamilias e generos neotropicaes da familia *Psychodidae* Big. 1854 (*Diptera*). *Pap. Avuls. Dep. Zool. Sao Paulo*, 14 : 211-225.
- BAUDRIMONT A. (1943). — Présence de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921 à Saint-Sauveur (Hautes-Pyrénées). *Arch. Soc. Linn. Bordeaux*, 93 : 46-58.
- BAUDRIMONT A. (1946). — Nouvelles observations sur la présence de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921 à Saint-Sauveur (Hautes-Pyrénées). *Arch. Soc. Linn. Bordeaux*, 95 : 1-4.
- BAUDRIMONT A. (1947). — Brunissement progressif des femelles de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921 au cours de la dernière étape de leur évolution sexuelle. *Arch. Soc. Linn. Bordeaux*, 6 : 27-30.
- BEHNIA A. (1965). — Contribution à l'étude épidémiologique de la Leishmaniose canine dans le Languedoc et le Roussillon. *Thèse Doct. Sc. (Univ.) Montpellier*, 128 p.
- BERNHEIM M. et CHARRAT A. (1952). — Le Kala-azar ardéchois. Résultat favorable du traitement par le glucantime. *Pédiatrie*, 7 : 236-238.
- BIAGI F. (1953). — Algunos comentarios sobre los leishmaniosis y su agentes etiologicos. *Leishmania Tropica Mexicana*, nueva subespecie. *Med. Rev. Mexicana*, 33 : 401-406.
- BLANC G. et CAMINOPETROS J. (1930). — La transmission du Kala-Azar méditerranéen par une Tique, *Rhipicephalus sanguineus*. *C.R. Ac. Sc.*, 191 : 1162-1164.
- BLANC G. et CAMINOPETROS J. (1937). — Quelques expériences sur la transmission du Kala-Azar par la Tique du Chien, *Rhipicephalus sanguineus*. *C.R. Soc. Biol.*, 107 : 1493-1495.
- BLANCHARD R. (1909). — A propos des *Phlebotomus* (*Dipt. Psychodidae*). *Bull. Soc. Ent. France*, 11 : 192-195.
- BLANCHARD R. (1909). — Quelques mots sur les *Phlebotomus*. *Arch. Paras.*, 13 : 303-310.
- BOGLIOLO L. (1934). — Studi sulle Leishmaniosi. Prime ricerche e osservazioni sui flebotomi della Sardegna. *Phlebotomus parroti* var. *sardous* var.n. *Ann. Ig.*, 45 : 41-47.
- BOROVSKII (1900). — *C.R. Soc. russe de Chir. Pirogoff*. 17 : 3-8.
- BOURGAÏN M. (1945). — Sur un exemplaire de *Phlebotomus papatasi* Scopoli, 1786, capturé à Toulon. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 38 : 145-149.
- BOURGAÏN M. (1945). — Contribution à l'étude des Phlébotomes du littoral méditerranéen français. Présence de *Phlebotomus (Brumptius) parroti* Adler et Theodor, 1926, aux Darbousières (banlieue de Toulon). *Bull. Soc. Path. Exot.*, 38 : 150-158.

- BOURGAÏN M. (1949). — Présence de *Phlebotomus (Larroussius) ariasi* Tonnoir, 1921, et de *Phlebotomus (Larroussius) perniciosus* Newstead, 1911, en Gironde. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 42 : 564-565.
- BOURGAÏN M. (1958). — Présence de *Phlebotomus (Larroussius) perniciosus* Newstead, 1911, en Lozère. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 51, 534-535.
- BRAUN-BLANQUET J., ROUSSINE N. et NÈGRE R. (1951). — Les Groupements végétaux de la France Méditerranéenne. *C.N.R.S. éd.*, 297 p.
- BRAY R.S. et LAINSON R. (1965). — The immunology and serology of Leishmaniasis. I. The fluorescent antibody staining technique. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 59 : 535-544.
- BRAY R.S. et LAINSON R. (1966). — The immunology and serology of Leishmaniasis. IV. Results of Ouchterlony double diffusion tests. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 60 : 605-609.
- BRAY R.S. et MUNFORD F. (1967). — On the maintenance of strains of *Leishmania* from the Guianas. *J. Trop. Méd.*, 70 : 23-24.
- BUEN S. DE (1916). — Los Mosquitos del gen. *Phlebotomus*. Su interes medico. Existencia en España. *Siglo Medico*, : 695.
- BUEN S. DE (1935). — Nota sobre un caso de Kala-azar infantil en la Provincia de Huesca. *Med. Pais. Cal.*, 8 : 483.

C

- CABASSU H. (1933). — Leishmaniose spontanée du Chien. *Thèse Doct. Vét.*, Vigot éd., Paris, 62 p.
- CALLOT J. (1944). — Localités nouvelles pour quelques Nématocères piqueurs. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 20 : 208.
- CALLOT J. (1950). — Présence de *Phlebotomus larrouseï* en Alsace. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 25 : 112.
- CALLOT J. (1951). — Notes faunistiques sur quelques espèces de Moustiques et de Nématocères piqueurs (suite). *Bull. Ass. Phil. Alsace Lorraine*, 9 : 72-73.
- CAMERLYNCK P., RANQUE P. et QUILICI M. (1967). — Intérêt des cultures systématiques et des subcultures dans la recherche des réservoirs de virus naturels de la leishmaniose cutanée. A propos de l'isolement de cinq souches de *Leishmania* chez *Arvicanthis niloticus*. *Méd. Trop.*, 27 : 89-92.
- CAMINOPETROS J. (1934). — Sur la faune des Phlébotomes de la Grèce. Leur distribution dans les foyers de Kala-Azar. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 27 : 450-455.
- CAMINOPETROS J. (1934). — Lésions cutanées du chien, revêtant les caractères du Bouton d'Orient. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 27 : 527-534.
- CARRIEU M., RAMBAULT A. et PHILIP (1934-35). — La Formol-leuco-gélification du Sérum. *Arch. Soc. Sc. Méd. Biol. de Montpellier et du Languedoc méditerranéen* : 236-238.
- CARRIEU M., RAMBAULT A. et ROUBERT P. (1937). — La Leishmaniose canine dans la région de Montpellier. *Montpellier Médical*, 11 : 143-144.
- CARRIEU M., RAMBAULT A., VENEL H. et HARANT H. (1934-35). — La Leishmaniose canine dans la région de Montpellier. *Arch. Soc. Sc. Méd. Biol. de Montpellier et du Languedoc méditerranéen* : 194-197.

- CARTANA P. (1935). — Leishmaniose canine. Valeur de la réaction de gélification au formol et de la réaction au formol-stibosane pour le diagnostic. *C.R. Soc. Biol.*, 120 : 63-65.
- CASCIO G., PURPURA R. et PRIOLISI A. (1963). — Test dell'emoagglutinazione condizionata per la ricerca delle agglutinine anti-leishmania. *La Pediatria*, 71 : 251-258.
- CASTANEDA M.R. (1945). — Differentiation of typhus strains by slide agglutinative test. *J. Immun.*, 50 : 179-183.
- CATHCART G.E. (1923). — Notes on the use of artificial light in sandfly destruction. *J. Roy. Arm. Med. Corps.*, 41 : 447-449.
- CÉSARI E. (1925). — La Leishmaniose canine. *Rev. Gén. Med. Vét.*, 34 : 613-632.
- CÉSARI E. (1925). — La Leishmaniose canine en France. *Bull. Soc. Centr. Méd. Vét.*, 28 : 177-179.
- CHAFFEE E.F. (1963). — Preliminary report on the *Leishmania* sp. antigens. *Proc. 7th Int. Congr. Trop. Med. Mal. Rio de Janeiro*, 2 : 309-310.
- CHAMBOST L. et HOUEMER E. (1947). — Capture de *Phlebotomus perniciosus*, Newstead 1911, à Ajaccio (Corse). *Bull. Soc. Path. Exot.*, 40 : 361-362.
- CHANG H., CHOW H. et LU J. (1948). — The first two cases of transfusion Kala-Azar. *Chin. Med. J.*, 66 : 325-326.
- CHANG S.L. et NEGHERBON W.O. (1947). — Studies on hemoflagellates. III. The specificity of serological reactions of *Leishmania donovani*, *L. brasiliensis*, *L. tropica* and *Trypanosoma cruzi*. *J. Inf. Diseases*, 81 : 209-227.
- CHATTON E. et BLANC G. (1914). — Existence de corps leishmaniformes dans les hémato blastses d'un gécko barbaresque : *Tarentola mauritanica* Günth. *C.R. Soc. Biol.*, 77 : 430-432.
- CHATTON E. et BLANC G. (1918). — Le Leptomonas de la Tarente dans une région indemne de Bouton d'Orient. Observations et expériences. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 11 : 595-608.
- CHRISTOPHERS S.R., SHORTT H.E. et BARRAUD P.J. (1925). — The development of the parasite of indian Kala-Azar in the sandfly *Phlebotomus argentipes* Anandale and Brunetti. *Indian J. Med. Res.*, 12 : 605-608.
- CHUNG H.L. et CHANG N.C. (1951). — A Kala-Azar complement fixation test; its diagnostic and prognostic value. *China Med. J.*, 69 : 3-18.
- CLARK L.R., GEIER P.W., HUGHES R.D., et MORRIS R.F. (1967). — The ecology of insect populations in theory and practice. *Methuen éd., Londres*, 232 p.
- CLASTRIER J. (1938). — Observations sur les Phlébotomes de la région de Privas (Ardèche). *Arch. Inst. Past. Algérie*, 16 : 31-35.
- COLAS-BELCOUR J. (1928). — Contribution à l'étude du développement et de la biologie des formes larvaires des Phlébotomes. *Thèse Doct. Méd., Paris*, 92 p.
- COLAS-BELCOUR J. (1956). — Phlébotomes et Leishmanioses autochtones en France. *Proc. Tenth. Int. Cong. Ent.*, 3 : 825-828.
- COLAS-BELCOUR J. (1957). — Phlébotomes et Leishmanioses autochtones en France. *Arch. Inst. Past. Maroc*, 5 : 243-261.
- COLAS-BELCOUR J. et ABONNENC E. (1948). — Contribution à l'étude de *Phlebotomus (Prophlebotomus) minutus* Rondani en France. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 41 : 222-225.
- COLAS-BELCOUR J. et RAGEAU J. (1956). — Sur la présence de Phlébotomes en Allier. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 49 : 1116-1120.

- COLAS-BELCOUR J. et ROMANA C. (1939). — Présence de *Phlebotomus perniciosus* en Seine et Marne. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 32 : 901.
- COLAS-BELCOUR J. et TISSEUIL J. (1936). — Nouvelle contribution à la répartition des Phlébotomes en France. *Rev. Path. Comp. Hyg. Gén.*, 36 : 117-123.
- COLAS-BELCOUR M. C. et COLAS-BELCOUR J. (1929). — Présence de *Phlebotomus perniciosus* Newstead dans le département du Calvados. *Bull. Soc. Linn. Normandie* (8^e série), 2 : 4-6.
- CORRADETTI A. (1948). — Studi sulla epidemiologia della Leishmaniosi cutanea nella regione del Medio Adriatico. I. Incidenza della Leishmaniosi cutanea nella zona compresa tra il Tordino e il Vomano. *Riv. Parass.*, 9 : 227-229.
- CORRADETTI A. (1951). — Esperimento di prevenzione della Leishmaniosi cutanea nella regione del Medio Adriatico. III. *Congr. Intern. Igi. Med. Medit.* : 1 p.
- CORRADETTI A. (1952). — Ricerche epidemiologiche sulla Leishmaniosi cutanea in Abruzzo ed esperienze dirette alla totale interruzione della trasmissione (1948-1950). VI. *Congr. Intern. Pathol. Comp.* : 241-245.
- CORRADETTI A. (1952). — The epidemiology and control of oriental sore in Abruzzo, Italy. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 1 : 618-622.
- CORRADETTI A. (1954). — Lotta contro la Leishmaniosi mediante la lotta contro i flebotomi in Italia. *Rend. Ist. Sup. Sanita*, 17 : 374-384.
- CORRADETTI A. (1954). — The control of Leishmaniasis through *Phlebotomus* control in Italy. *First Intern. symposium on the control of insect vectors of disease. Rome* : 57-67.
- CORRADETTI A. (1964). — Mediterranean Kala-Azar. *Parass.*, 6 : 275-277.
- CORRADETTI A., MANTOVANI A., ADAMES A. J. et DELLA BRUNA C. (1966). — Studi sulla Leishmaniosi cutanea in Abruzzo. Condizioni dell'area sperimentale 10 - 12 anni dopo la campagna quinquennale con insetticidi ad azione residua. *Parass.*, 7 : 1-7.
- CORRADETTI A., NERI I., VEROLINI F., PALMIERI C. et PROIETTI A. M. (1961). — Procedimento tecnico per lo studio del faringe dei Flebotomi e descrizione dei faringi dei Flebotomi italiani. *Parass.*, 3 : 101-104.
- CORRADETTI A., SACCA G. et NERI I. (1956). — Studi epidemiologici sul Kala-Azar nel promontorio Garganico (Fuglie, Provincia di Foggia). *Rend. Ist. Sup. Sanita*, 19 : 1230-1236.
- COUDERT J. (1947). — Présence de *Phlebotomus papatasi* (Scopoli, 1786) à Gignondas (Vaucluse). *Bull. Soc. Linn. Lyon*, 16 : 53-54.
- CRISTINA G. DA (1911). — Sulla possibilità di provocare la formazione di agglutinine e di ambocettore specifici nei conigli tattati con coltura di *Leishmania* umana. *Pathologica*, 3 : 399-400.
- CROSET H., RIOUX J. A., JUMINER B. et TOUR S. (1966). — Présence de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921 en Tunisie et nouvelle mention de *Phlebotomus chadlii* Rioux, Juminer et Gibily, 1966. *Arch. Inst. Past. Tunis*, 43 : 547-551.
- CUÉNOT L. (1951). — L'évolution biologique. *Masson éd., Paris*, 592 p.
- CUNHA A. M. DA (1938). — A agglutinação e o diagnostico diferencial das leishmanias. *Bras. Med.*, 52 : 849-855.
- CUNHA A.M. DA et DIAS E. (1938). — Sur la préparation d'un antigène stable pour la réaction de fixation du complément dans les Leishmanioses. *C.R. Soc. Biol.*, 129 : 991-993.
- CURASSON G. (1943). — Traité de Protozoologies vétérinaire et comparée. II. Spirochètes, Flagellés, Infusoires, Rhizopodes. *Vigot éd., Paris*, 330 p.

D - E

- DEANE L. M. (1956). — Leishmaniose visceral no Brasil. — Estudos sobre reservatórios e transmissores realizados no estado do Ceara. *Serviço Nacional de Educação Sanitaria éd., Rio de Janeiro*, 162 p.
- DEANE L. M. (1958). — Epidemiologia e profilaxia do calazar americano. *Rev. Bras. Malar. Doen. Trop.*, 10 : 431-450.
- DEANE L. M. et DEANE M.P. (1954). — Encontro de leishmaniasis na viscera e na pele de uma raposa, em zona endemica de calazar, nos arredores de Sobral, Ceara. *Hospital*, 45 : 419-421.
- DEANE L.M. et DEANE M.P. (1955). — Observacoes preliminares sobre importancia comparativa do homem, do cao e da raposa (*Lycalopex vetulus*) como reservatorios da *Leishmania donovani*, em area endemica de Calazar, no Ceara. *Hospital*, 48 : 61-70.
- DEANE M. P. et DEANE L. M. (1955). — Observações sobre a transmissao da Leishmaniose visceral no Ceara. *Hospital*, 48 : 347.
- DEMOFLYS A. M. (1955). — Enquête épidémiologique sur la Leishmaniose viscérale dans le bassin minier d'Alès. *Thèse Doct. Méd., Montpellier*, 76 p.
- DESTOMBES P., POIRIER A. et SÉRIÉ C. (1965). — Leishmaniose cutanée nodulaire disséminée en Ethiopie. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 43 : 9-19.
- DONATIEN A. et LESTOQUARD F. (1929). — La Leishmaniose viscérale du Chien. *Rev. Vét. et J. Méd. Vét. et de Zootechn.*, 81 : 117-135.
- DONATIEN A. et LESTOQUARD F. (1935). — Observations et réflexions sur la Leishmaniose générale du Chien. *Arch. Inst. Pasteur Algérie*, 13 : 320-338.
- DONATIEN A. et LESTOQUARD F. (1935). — Notes sur la leishmaniose viscérale canine. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 28 : 426-431.
- DONATIEN A. et LESTOQUARD F. (1936). — Leishmanioses animales. Pathogénie, Pathologie, Traitement. *Rev. Path. Comp. Hyg. Gén.*, 472 : 77-102.
- DONATIEN A. et LESTOQUARD F. (1938). — Sur l'évolution de la Leishmaniose générale du Chien. *Arch. Inst. Pasteur*, 16 : 191-202.
- DONOVAN C. (1903). — On the possibility of the occurrence of Trypanosomiasis in India. *Brit. med. J.*, 1 : 79.
- DONOVAN C. (1903). — A possible cause of Kala-Azar. *Indian Méd. Gaz.*, 38 : 478.
- DUBOIS C. et VIGOUROUX M. (1937). — Les quatre premiers cas autochtones de Leishmaniose canine observés dans le Gard. *Bull. Acad. Vét.*, 10 : 135-140.
- DURAND-DELACRE R. (1948). — Quelques observations biologiques sur les Phlébotomes de Béni Ounif de Figuig (Sahara Oranais). *Arch. Inst. Past. Algérie*, 26 : 406-430.
- DURAND-DELACRE R. (1949). — Sur quelques Phlébotomes de la Charente. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 27 : 39-41.
- DURAND-DELACRE R. et MÉMIN Y. (1953). — Les Phlébotomes des terriers de rongeurs sauvages au Sahara. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 31 : 320-333.
- DUXBURY R. E. et SADUN E. H. (1964). — Fluorescent antibody test for the serodiagnosis of visceral leishmaniasis. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 13 : 525-529.
- DYAR H. G. (1929). — The present knowledge of the american species of *Phlebotomus* Rondani (*Diptera, Psychodidae*). *Amer. J. Hyg.*, 10 : 112-124.

- EDWARDS F. W. (1928). — The nematoceros *Diptera* of Corsica. In: E. Séguy. *Diptera*, Recueil d'études biologiques et systématiques sur les Diptères du globe. Lechevalier éd., Paris, 4 : 157-189.
- ELVIRA J. (1931). — Nota sobre la biologia del *Phlebotomus perniciosus*. *Med. Pais. Cal.*, 4 : 52.
- EMBERGER L. (1943). — Les limites de l'aire de végétation méditerranéenne en France. *Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse*, 78 : 159-180.

F

- FAIRCHILD G. B. (1955). — The relationships and classification of the *Phlebotominae* (*Diptera-Psychodidae*). *Ann. Ent. Soc. Am.*, 48 : 182-196.
- FALCHETTI E. et FAURE-BRAC G. (1932). — La Leishmaniose canine à Nice. Etude épidémiologique. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 25 : 1091-1099.
- FAURE-BRAC G. (1933). — La leishmaniose canine. Sa fréquence en France sur le littoral méditerranéen. Son dépistage. *Thèse Méd. Vét., Lyon*, 96 p.
- FAURE-BRAC G. (1936). — La leishmaniose canine (sa fréquence, son diagnostic clinique et biologique, son traitement). *Biologie médicale*, 26 : 113-158.
- FLOCH H. (1954). — *Leishmania tropica guyanensis* n.s.sp. agent de la leishmaniose tégumentaire des Guyanes et de l'Amérique centrale. *Arch. Inst. Pasteur Guyane fr. Inini*, n° 328, 4 p.
- FLOCH H. (1954). — *Leishmania tropica guyanensis* n.sp. : agent de la leishmaniose tégumentaire des Guyanes et de l'Amérique australe. *Bull. Soc. Path. exot.*, 47 : 784-787.
- FOLEY H. (1923). — Présence de *Phlebotomus perniciosus* Newstead dans le département de la Haute-Marne. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 16 : 664.
- FOLEY H. (1924). — Existence de *Phlebotomus perniciosus* Newstead à Vignory (Haute-Marne). *Bull. Soc. Et. Sc. Nat. de la Haute-Marne*, 7 : 247-248.
- FRAGA DE AZEVEDO J. (1948). — Sur la transmission du Kala-Azar méditerranéen. *An. Inst. Med. Trop.*, 5 : 269-286.
- FRAGA DE AZEVEDO J. (1954). — L'état actuel du problème du Kala-Azar au Portugal. *Arch. Inst. Past. Algerie*, 32 : 234-254.
- FRAGA DE AZEVEDO J. et NEVES V. M. DAS (1963). — La leishmaniose canine à Lisbonne. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 38 : 741-755.
- FRAISSIGNES B., CHIPPAUX A. et MOUCHET J. (1968). — Captures de moustiques par des pièges lumineux associés à une source de gaz carbonique. *Méd. Trop.*, 28 : 215-221.
- FRANÇA C. (1909). — Sur un Trypanosome du Lérot. *Arch. R. Inst. Bact. Camara Pestana*, 3 : 41-43.
- FRANÇA C. (1918). — Note sur les espèces portugaises du genre *Phlebotomus*. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 11 : 730-733.
- FRANÇA C. (1919). — Notes de zoologie médicale. Observations sur le genre *Phlebotomus*. *Rev. Brot. (Sér. Zool.)*, 27 : 1-59.
- FRANÇA C. (1920). — Observations sur le genre *Phlebotomus*. - II. Phlébotomes du nouveau monde. *Bull. Soc. Portug. Sc. Natur.*, 8 : 215-236.
- FRANÇA C. (1921). — Sur la détermination spécifique d'une femelle de Phlébotome. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 14 : 23-24.

- FRANÇA C. et PARROT L. (1920). — Introduction à l'étude systématique des Diptères du genre *Phlebotomus*. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 13 : 695-708.
- FRANÇA C. et PARROT L. (1921). — Essai de classification des Phlébotomes. *Arch. Inst. Past. Afrique du Nord*, 1 : 279-284.
- FRANÇA C. et ROUBAUD E. (1921). — Sur la détermination spécifique d'une femelle de Phlébotome. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 14 : 23-24.

G

- GABRIAC J. (1963). — Réactions sérologiques dans l'étude des Leishmanioses. *Thèse Doct. Méd. Montpellier*, 74 p.
- GARNHAM P. C. (1963). — Leishmaniasis as a zoonosis. Facts and fallacy. *Abst. seventh Intern. Congr. Trop. Med. Malaria, Rio de Janeiro*, 178-179.
- GARNHAM P. C. (1965). — The Leishmaniasis, with special reference to the role of animal reservoirs. *Am. Zoologist*, 5 : 141-151.
- GASCHEN H. (1945). — Phlébotomes de Suisse. *Acta Trop.*, 2 : 137-154.
- GASCHEN H. (1956). — Présence de *Phlebotomus mascittii* Grassi, 1908 dans le canton de Vaud. *Bull. Soc. Ent. Suisse*, 29 : 223-225.
- GASCHEN H. (1956). — Captures de Phlébotomes dans le canton du Tessin. *Bull. Soc. Ent. Suisse*, 29 : 226-228.
- GATÉ J. et PAPACOSTAS G. (1922). — La formol-gélification des sérums dans diverses maladies. *C.R. Soc. Biol.*, 87 : 543-544.
- GAUD J. (1947). — Phlébotomes du Maroc. *Bull. Soc. Sc. Nat. Maroc*, 27 : 207-212.
- GAUD J. (1954). — Phlébotomes du Maroc. *Bull. Inst. Hyg. Maroc*, 14 : 91-110.
- GAUD J. et LAURENT J. (1952). — Observations sur les Phlébotomes de la région de Rabat. *Bull. Inst. Hyg. Maroc*, 12 : 73-76.
- GAUD M. (1935). — La Leishmaniose viscérale au Maroc. *Bull. Off. Int. Hyg. Publ.*, 27 : 533-535.
- GHOSH H., GHOSH N. N. et RAY J. C. (1945). — A preliminary note on the complement fixation reaction in Kala-Azar with a specific antigen as an aid to diagnosis. *Ann. Bioch. (Calcutta)*, 5 : 153-158.
- GHOSH H., GHOSH N. N. et RAY J. C. (1949). — Further studies on the complement fixation reaction in Kala-Azar with a specific antigen as an aid to diagnosis. *Ann. Bioch. (Calcutta)*, 9 : 173-178.
- GIL COLLADO (1927). — Los insectos hematofagos y transmisores de enfermedades. *Publ. Dir. Gen. Sanidad, Madrid*.
- GIL COLLADO (1931). — Sobre la domesticidad de las especies españolas de *Phlebotomus* (Diptera Psychodidae). *Bol. Soc. Esp. Hist. Nat.*, 31 : 505-507.
- GIL COLLADO (1935). — Distribucion de los insectos hematofagos en España. *Act. Prim. Cong. Nac. Sanidad, Madrid*, 1934, 4 : 96-106.
- GILLIES M. T., HAMON J., DAVIDSON M. G., DE MEILLON B. et MATTINGLY P. F. (1961). — Guide d'entomologie appliquée à la lutte antipaludique dans la région africaine de l'O.M.S. *O.M.S. éd., Brazzaville*.
- GIRAUD G., BERT J. M., SERRE H., HARANT H. et LOUCAS S. (1937). — Un cas de Kala-Azar de l'adulte en Lozère cévenole. *Montpellier Médical*, 11 : 145-153.

- GIRAUD P. (1932). — Comment contracte-t-on le Kala-Azar ? *La Presse Médicale*, 72 : 1368-1370.
- GIRAUD P. (1934). — Comment contracte-t-on le Kala-Azar ? *J. Méd. Fr.*, 23 : 385-388.
- GIRAUD P. (1934). — A propos de la transmission de la Leishmaniose interne. Fréquence de l'atteinte par les Tiques des jeunes enfants dans la région méditerranéenne. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 27 : 731-733.
- GIRAUD P. (1958). — Epidémiologie et prophylaxie de la Leishmaniose viscérale humaine (Kala-Azar) méditerranéenne. *Proc. Sixth. Int. Congr. Trop. Med. Malaria, Lisbonne*, 3 : 658-679.
- GIRAUD P. et CABASSU H. (1933). — Sur la valeur des procédés de laboratoire pour le diagnostic de la Leishmaniose canine naturelle. *Ann. Inst. Pasteur*, 50 : 539-549.
- GIRAUD P. et CABASSU H. (1936). — Le diagnostic de la Leishmaniose canine par la ponction ganglionnaire. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 29 : 958-962.
- GIRAUD P., CABASSU H. et BERGIER P. (1939). — Recherches sur l'endémie de Leishmaniose canine à Marseille. *Bull. Mém. Soc. Méd. Hop. Paris*, 63 : 594-596.
- GIRAUD P., RANQUE J. et CABASSU H. (1950). — Epidémiologie de la Leishmaniose viscérale humaine méditerranéenne, en particulier dans ses rapports avec la Leishmaniose canine. *Rev. Path. Comp. Hyg. Gén.*, 617 : 282-300.
- GIRAUD P., RANQUE J. et CABASSU H. (1954). — Epidémiologie de la Leishmaniose viscérale humaine méditerranéenne, en particulier dans ses rapports avec la Leishmaniose canine. *Arch. Fr. Péd.*, 11 : 337-353.
- GOLVAN Y. J. et RIOUX J. A. (1965). — Les Leishmanioses humaines en France, maladies d'avenir. *Monde médical*, 75 : 916-926.
- GOLVAN Y. J., RIOUX J. A. et CHABAUD A. G. (1963). — Infestation spontanée de Phlébotomes par le Spiridide *Mastophorus muris* (Gmelin). *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 38 : 914.
- GRASSI B. (1907). — Ricerche sui Flebotomi. *Mem. Mat. Fis. Soc. Ital. Sc.*, 14 : 353-393.
- GRASSI B. (1908). — Intorno ad un nuovo Flebotomo. *Atti. Real. Acc. Lincei*, 17 : 681-682.
- GROULADE P. (1965). — Clinique canine - T. I. *Maloine éd., Paris*, 394 p.
- GUILHON J. (1950). — Répartition géographique de la Leishmaniose canine en France. *Bull. Acad. Vétér.*, 23 : 69-74.
- GUILHON J. (1965). — Extension de la Leishmaniose canine en France et son possible danger pour les enfants. *Bull. Acad. Nat. Méd.*, 149 : 638-643.
- GUILHON J. et LOGÉ G. (1950). — Leishmaniose canine autochtone en Bretagne. *C.R. Acad. Sc.*, 230 : 247-248.
- GUY M. C. (1963). — Contribution à l'étude hématologique du Kala-Azar. *Thèse Doct. Méd., Rennes*, 98 p.

H - K

- HAMON J. (1964). — Observations sur l'emploi des moustiquaires-pièges pour la capture semi-automatique des Moustiques. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 57 : 576-588.

- HARANT H. et RIOUX J. A. (1956). — Considerazioni epidemiologiche sulla Leishmaniosi nella Linguadoca mediterranea. *Min. Ped.*, 8 : 1-15.
- HEISCH R. B. (1954). — Studies in leishmaniasis in East Africa. - I. Epidemiology of an outbreak of Kala-Azar in Kenya. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 48 : 449-469.
- HERTIG A. T. et HERTIG M. (1927). — A technique for the artificial feeding of sandflies (*Phlebotomus*) and mosquitoes. *Science*, 65 : 328.
- HERTIG M. (1949). — The genital filaments of *Phlebotomus* during copulation (*Diptera-Psychodidae*). *Proc. Ent. Soc. Wash.*, 51 : 286-288.
- HERTIG M. (1950). — The type of *Phlebotomus mascittii* Grassi (*Diptera-Psychodidae*). *Bull. Ent. Res.*, 40 : 453-457.
- HERTIG M. (1964). — Laboratory colonisation of Central American *Phlebotomus* sandflies. *Bull. O.M.S.*, 31 : 569-570.
- HERTIG M. et JOHNSON P. T. (1961). — The rearing of *Phlebotomus* sandflies (*Diptera-Psychodidae*). - I. Technique. *Ann. Ent. Soc. Am.*, 54 : 753-764.
- HERTIG M. et MACCONNEL E. (1963). — Experimental infection of Panamanian *Phlebotomus* sandflies with *Leishmania*. *Exper. Paras.*, 14 : 92-106.
- HEYNEMAN D. (1961). — Leishmaniasis in the Sudan Republic. - I. A programme of epidemiological research. *The East Afr. Méd. J.*, 38 : 196-205.
- HINDLE, E., HOU P. C. et PATTON W. S. (1926). — Serological studies on Chinese Kala-Azar. *Proc. Roy. Soc. B.*, 100 : 368-373.
- HOARE C. A. et WALLACE F. G. (1966). — Developmental stages of trypanosomatid flagellates : a new terminology. *Nature*, 212 : 1385-1386.
- HOOGSTRAAL H. et DIETLEIN D. R. (1963). — Leishmaniasis in the Sudan republic. 9. Ecological relationships of Sandfly species and *Leishmania* infection. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 12 : 165-174.
- HOOGSTRAAL H., VAN PEENEN P., REID T. et DIETLEIN D. (1963). — Leishmaniasis in the Sudan Republic. 10. Natural infections in Rodents. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 12 : 175-178.
- HOUIN R. (1963). — Données épidémiologiques et déductions prophylactiques sur les Leishmanioses autochtones en France. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 38 : 379-438.
- HOUIN R. (1965). — Nouvelles localisations de Phlébotomes en Espagne. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 40 : 341-363.
- HOUIN R. et BEAUCOURNU J.-C. (1966). — Nouvelles stations françaises de Phlébotomes. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 41 : 387-390.
- HUSBANDS R. C. et HOLTEN J. R. (1967). — An improved mechanical method of aspirating insects. *Calif. Vect. Views.*, 14 : 78-83.
- JACUSIEL F. (1947). — Sandfly control with DDT residual spray. Field experiments in Palestine. *Bull. Ent. Res.*, 38 : 479-488.
- JARRY D. (1956). — A propos d'un Phlébotome du groupe *minutus* capturé à Banyuls-sur-Mer. *Vie et Milieu*, 7 : 114-115.
- JEAUME G. (1932). — Un cas de Leishmaniose naturelle généralisée chez le Chien au Maroc. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 25 : 225-227.
- JOUBERT L. (1965). — Définition et classification des zoonoses. *Ann. Hyg. Langue Franç.*, sér. Méd. prévent., 1 : 11-26.

- JOYEUX C. (1932). — Quelques données récentes sur la leishmaniose viscérale. *Biol. Méd.*, 22 : 489-504.
- JOYEUX C. et SAUTET J. (1939). — Le pou du chien, *Linognathus setosus* (Olfer, 1816) peut éventuellement piquer l'homme. Rôle vecteur éventuel de cet insecte. *Arch. Med. Gen. Colon.*, 8 : 73-76.
- KHALIL M. (1934). — Dermal leishmaniasis. A study of an endemic focus in Egypt. *Arch. Schiffs. u. Tropenhyg.*, 38 : 417-433.
- KHODUKIN N. I. et SOFIEV M. S. (1930). — Zur Frage der Identität von *Leishmania donovani* und *Leishmania canis*. *Arch. Schiffs. u. Tropenhyg.*, 34 : 369-382.
- KHODUKIN N. I., SOFIEV M. S. et KEVORKOV N. P. (1935). — The identification of various strains of *Leishmania*. *Trans. Inst. Epidemiol. Microbiol. Taschkent*, 2 : 65-111.
- KIRK R. et LEWIS D. J. (1940). — Studies in Leishmaniasis in the Anglo-Egyptian Sudan. III. - The sandflies (*Phlebotomus*) of the Sudan. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 33 : 623-634.
- KIRK R. et LEWIS D. J. (1946). — Taxonomy of the Ethiopian sandflies (*Phlebotomus*). I. - Classification and synonymy. *Ann. Trop. Med. Paras.*, 40 : 34-51.
- KIRK R. et LEWIS D. J. (1946). — Taxonomy of the Ethiopian sandflies (*Phlebotomus*). II. - Keys for the identification of the Ethiopian species. *Ann. Trop. Med. Paras.*, 40 : 117-129.
- KIRK R. et LEWIS D. J. (1947). — Studies in Leishmaniasis in the Anglo-Egyptian Sudan. Further observations on the sandflies. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 40 : 869-888.
- KIRK R. et LEWIS D. J. (1948). — Taxonomy of the Ethiopian sandflies (*Phlebotomus*). III. - New species and records : alterations and additions to the keys. *Ann. Trop. Med. Paras.*, 42 : 322-333.
- KIRK R. et LEWIS D. J. (1949). — Susceptibility of *Phlebotomus* species to DDT. *J. Trop. Med. Hyg.*, 52 : 223-225.
- KIRK R. et LEWIS D. J. (1951). — The *Phlebotomus* of the Ethiopian region. *Trans. Roy. Ent. Soc. London*, 102 : 383-510.
- KIRK R. et LEWIS D. J. (1953). — Taxonomy of Ethiopian sandflies (*Phlebotomus*). V. - On *Ph. africanus* Newstead, 1912. *Ann. Trop. Med. Paras.*, 47 : 126-131.
- KLIGLER I. J. (1926). — The cultural and serological relationships of *Leishmania*. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 19 : 330-335.

L

- LABBÉ M., TARGHETTA I. et AMEUILLE P. (1918). — Le Kala-Azar infantile en France. *Bull. Acad. Méd.*, 89 : 288-290.
- LAMY L. (1967). — Cycle biologique complet de *Leishmania in vitro* et étude de divers comportements. *Protistologica*, 3 : 359-363.
- LANGERON M. (1912). — Localités nouvelles de Phlébotomes. *C.R. Soc. Biol.*, 72 : 973.
- LANGERON M. (1916). — Les Phlébotomes dans la région parisienne. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 9 : 573-576.
- LANGERON M. (1919). — A propos de l'Anophélisme et Paludisme en Haute-Alsace et des Phlébotomes. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 12 : 54.

- LANGERON M. (1923). — Phlébotomes capturés en Crète. *Ann. Paras. Hum. comp.*, 1 : 108.
- LANGERON M. (1925). — Phlébotomes de la région parisienne. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 3 : 104.
- LANGERON M. (1925). — Phlébotomes de la région parisienne. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 3 : 427.
- LANGERON M. (1932). — A propos du *Phlebotomus larroussei*. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 10 : 96.
- LANGERON M. et NITZULESCU V. (1931). — *Phlebotomus larroussei* n. sp. nouvelle espèce européenne de Phlébotome. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 9 : 72-76.
- LANGERON M. et NITZULESCU V. (1932). — Révision des Phlébotomes de France. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 10 : 286-294.
- LARROUSSE F. (1920). — Espèces européennes du genre *Phlebotomus* (Rondani) (Dipt. Psychodidae). *Bull. Soc. Ent. Fr.*, 65-67.
- LARROUSSE F. (1921). — Etude systématique et médicale des Phlébotomes. *Thèse Doct. Méd. Paris*, 103 p.
- LARROUSSE F. (1923). — Présence de *Phlebotomus perniciosus* Newstead dans le département de l'Oise. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 16 : 16-17.
- LARROUSSE F. (1925). — Phlébotomes observés dans de nouvelles localités françaises. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 3 : 103.
- LATYSHEV N. I. et KRYUKOVA A. P. (1941). — On the epidemiology of cutaneous leishmaniasis. The cutaneous leishmaniasis as a zoonotic disease of wild rodents in Turkmenia. *Trudy voenno-med. Akad. RKKA*, 25 : 229-242.
- LATYSHEV N. I. et KRYUKOVA A. P. (1941). — Attempts to determine the distance *Phlebotomus* sandflies can fly under the conditions of exploited sandy desert. *Zool. Zh.*, 20 : 415-421.
- LATYSHEV N. I., KRYUKOVA A. P. et POVALISHINA T. P. (1951). — Essays on the regional parasitology of Middle Asia. I. Leishmaniasis in Tajikistan. Materials for the medical geography of Tadjik. SSSR. (Results of expeditions in 1945-47). *Problems of regional, general and experimental Parasit. Med. Zool., Moscou*, 7 : 35-62.
- LAVERAN A. (1903). — In : Présentation d'ouvrages manuscrits et imprimés. *Bull. Ac. Méd.*, 50 : 238-240.
- LAVERAN A. (1917). — Leishmanioses. Kala-Azar, Bouton d'Orient. Leishmaniose américaine. *Masson éd., Paris*, 521 p.
- LAVERAN A. et FRANCHINI G. (1921). — Sur un *Herpetomonas* du Loir. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 14 : 278-280.
- LAVERAN A. et MESNIL F. (1903). — Sur un protozoaire nouveau (*Piroplasma donovani* Lav. et Mesn.) parasite d'une fièvre de l'Inde. *C.R. Ac. Sc.*, 137 : 957-961.
- LAVIER G. (1935). — Localité française nouvelle pour *Phlebotomus perniciosus*. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 13 : 279.
- LAVIER G. (1937). — Nouvelle localité française pour *Phlebotomus perniciosus*. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 16 : 91.
- LAVIER G. et RISTORCELLI A. (1939-1940). — Présence en Seine-et-Marne de *Phlebotomus larroussei*. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 17 : 375-379.

- LAVIER G. et RISTORCELLI A. (1940). — Localités nouvelles de Seine-et-Oise pour *Phlebotomus perniciosus*. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 17 : 592.
- LE CHUITON F., LE GAC P. et PENNEAC'H J. (1937). — Présence à Toulon-sur-Mer de *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 30 : 698-699.
- LE GAC P. (1936). — Note sur la présence à Saint-Raphaël (Var) de *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 29 : 966.
- LE GAC P. (1936). — Sur trois Phlébotomes capturés à Provins (Seine-et-Marne) et pouvant être rapportés à *Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 29 : 966-970.
- LE GAC P., FLOCH H. et CHASSIGNET R. (1952). — Présence de *Phlebotomus (Larroussius) perniciosus* Newstead, 1911 et de *Phlebotomus (Larroussius) ariasi* Tonnoir, 1921 à La Théoule (Alpes-Maritimes). *Bull. Soc. Path. Exot.*, 45 : 618-619.
- LEGENDRE J. (1916). — Sur l'existence dans la Somme de *Phlebotomus papatasi* Scop. *C.R. Soc. Biol.*, 79 : 25-26.
- LEGENDRE J. (1924). — Sur l'existence de *Phlebotomus perniciosus* en Saintonge. *Bull. Path. Exot.*, 17 : 894-896.
- LEGENDRE J. (1929). — La zoophilie des Phlébotomes en Saintonge. *Bull. Acad. Méd.*, 109 : 238-240.
- LEISHMAN W. B. (1903). — On the possibility of the occurrence of Trypanosomiasis in India. *Brit. med. J.*, 1 : 1252-1254.
- LEITE G. (1957). — O homem, possível reservatório de vírus da *Leishmania donovani* (Localizações cutâneas primárias e secundárias do Kala-Azar). *Rev. Bras. Med.*, 14 : 328-329.
- LEMÉE G. (1967). — Précis de Biogéographie. *Masson éd., Paris*, 345 p.
- LESNÉ P. (1909). — Captures du *Phlebotomus pappataci* Scop. en Bourgogne (*Dipt. Psychodidae*). *Bull. Soc. Ent. France*, 333.
- LESNÉ P. (1912). — Captures du *Phlebotomus papatasi* Scop. en Bourgogne (2^e note) (*Dipt. Psychodidae*). *Bull. Soc. Ent. France*, 410-411.
- LESTOQUARD F. et DONATIEN A. (1938). — Parasitisme de la matrice unguéale dans la Leishmaniose générale du chien. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 31 : 483-487.
- LEWIS D. J. et WHARTON R. H. (1963). — Some Malayan sandflies (*Diptera-Psychodidae*). *Proc. Roy. Ent. Soc. London*, 32 : 117-124.
- LOW G. C. et COOKE W. E. (1926). — A congenital case of Kala-Azar. *Lancet*, 1 : 1209-1211.
- LUPASCO G. et DANCESCO P. (1965). — Recherches sur les espèces de Phlébotomes sauvages de Roumanie. V. - Les espèces de Phlébotomes sauvages du défilé du Danube. *Ecologie. Arch. Roum. Path. Exp. Microb.*, 24 : 747-756.
- LUPASCO G., DANCESCO P. et CHELES N. (1965). — Contribution à l'étude des espèces de Phlébotomes (*Diptera-Psychodidae*) existants en Roumanie. III. Présence de l'espèce *Phlebotomus (Larroussius) major* Annandale, 1910 dans la région de Dobroudgea. Observations sur la biologie et l'écologie de l'espèce. *Arch. Roum. Path. Exp. Microb.*, 24 : 187-194.
- LUPASCO G., DUPORT M., DANCESCO P. et CRISTESCO A. (1965). — Recherches sur les espèces de Phlébotomes sauvages de Roumanie. *Arch. Roum. Path. Exp. Microb.*, 24 : 195-202.

M

- MACDONALD G. (1957). — The Epidemiology and control of Malaria. *Oxford University Press éd.*, 252 p.
- MACFADYEN A. (1963). — Animal Ecology. *Pittman éd.*, 334 p.
- MACLEOD D. M. (1963). — Entomophthorales infections. *In* : E. A. Steinaus. *Insect Pathology an advanced treatise. Academic Press, éd.*, 2 : 189-231.
- MAKKAS G.N. et PAPASSOTIRIOU J. (1911). — Nouveau procédé diagnostic du « Ponos » (Kala-Azar). *Soc. méd. d'Athènes*.
- MALAMOS B. (1938). — Versuche mit Leishmanie. IV - Versuche der Kala-Azar übertragung durch Zecken (*Rhipicephalus sanguineus*). *Arch. für Schiffs und Tropen Hyg.*, 42 : 22-23.
- MANSION J. (1913). — Diptères de Corse. Un nouveau moucheron vulnérant. *Bull. Soc. Hist. Nat. Corse*, (4^e trim.) : 123-144.
- MANSION J. (1913). — Les Phlébotomes en Corse. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 6 : 637-641.
- MANSION J. (1914). — Les Phlébotomes européens. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 7 : 584-590.
- MANSION J. (1920). — Une nouvelle station de Phlébotomes en France. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 13 : 735-738.
- MARETT P. J. (1910). — The life-history of *Phlebotomus*. *J. Roy. Arm. Med. Corps*, 15 : 286-291.
- MARETT P. J. (1913). — The *Phlebotomus* flies of the Maltese islands. *J. Roy. Arm. Med.*, *Corp.*, 20 : 162-171.
- MARETT P.J. (1915). — The bionomics of the Maltese Phlebotomi. *Brit. Med. J.*, 2 : 172-173.
- MARETT P. J. (1923). — A note on the capture of a *Phlebotomus perniciosus* male in Jersey. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 17 : 267.
- MARGAROT J., RIMBAUD P., IZARN P. et COMBIER C. (1951). — Bouton d'Orient autochtone. Présentation de malades. *C.R. Soc. Sc. Méd. Biol. de Montpellier et du Languedoc méditerranéen (séance du 15 décembre 1950)* in : *Montpellier Médical*, 39-40 : 174-175.
- MAROUACHVILI G. (1958). — De la Leishmaniose viscérale en U.R.S.S. *Proc. Sixth Intern. Congr. Trop. Med. and Malaria*, 3 : 1958.
- MAY J.M. (1961). — Studies in disease ecology. *Hafner éd.*, *New York*, 613 p.
- MEIRA M.T. DE et FERREIRA T.G. (1944). — Espèces de Phlébotomes de Lisbonne et de ses environs. *Ann. Inst. Med. Trop.*, 1 : 269-288.
- MEYER K.F. (1941). — Sylvatic plague. *Am. Pub. Health*, 31 : 145-148.
- MILLS E.A. et MACHATTIE C. (1930). — A preliminary note on the relationship of the parasites of human and canine dermal leishmaniasis. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 23 : 413-416.
- MILOVANOVITCH M. et POPOVITCH D. (1960). — Contribution to the study of the Kala-Azar epidemic in PR Serbia. *Bull. Inst. Hyg. Belgrade*, 9 : 23-27.
- MIROUSE R. (1959). — Diptères Psychodidés des Pyrénées ariégeoises. *Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse*, 94 : 325-330.
- MOURRUT E. et ROUVIÈRE E. (1937). — Un premier cas de Leishmaniose autochtone de l'adulte dans la région biterroise. *Montpellier Médical*, 11 : 154-158.

N

- NAJERA L. (1935). — Las Leishmaniosis visceral y cutanea y su importancia en España. *Med. Pais Calif.*, 7 : 437-444.
- NAJERA L. (1935). — Observaciones sobre los *Phlebotomus* recogidos en Sigüenza. *Act. Prim. Cong. Nac. Sanidad., Madrid*, 4 : 305-316.
- NAJERA L. (1935). — Sur les Phlébotomes de l'Espagne. *C.R. XII^e Congr. Int. Zool. Lisbonne*, 2 : 1480.
- NAJERA L. (1936). — Observaciones sobre la espermoteca del *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921. *Med. Pais. Cal.*, 9 : 308-319.
- NAJERA L. (1939). — La distribucion geografica de los « *Phlebotomus* » en España y datos relativos a mas de 50 localidades nuevas. *Act. Med. Granada*, 15 : 107-114.
- NAJERA L. (1941). — Los Phlebotomos de Getafe y la fiebre de pappataci. *Bol. R. Soc. Esp. Hist. Nat.*, 41 : 281-288.
- NAJERA L. (1943). — Hallazgo de « *Phlebotomus* » en Galicia y consideraciones sobre la epidemiologia de la Leishmaniosis. *Bol. R. Soc. Esp. Hist. Nat.*, 43 : 25-30.
- NAJERA L. (1943). — Nuevos datos sobre la distribucion geografica de los Phlebotomos en España. *Graellsia*, 1 : 1-12.
- NAJERA L. (1946). — Observaciones sobre la ecologia de los Phlebotomos en su fase larvaria principalmente. *Rev. Iber. Paras.*, 6 : 139-158.
- NAJERA L. (1951). — Fotocapturador de Mosquitos, Phlebotomos y otros pequeños Nematoceros. *Ann. Med. Publ.*, 3 : 377-382.
- NANTA M. (1945). — Sur un cas de Leishmaniose cutané autochtone. *Ann. Dermato. Syph.*, 52 : 319.
- NAPIER L.E. (1930). — The artificial feeding of sandflies. *Indian J. Med. Res.*, 18 : 699-706.
- NATTAN-LARRIER L. (1931). — Les Leishmanioses autochtones en France et la lutte contre leur extension. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 24 : 477-482.
- NEWSTEAD R. (1911). — The pappataci flies (*Phlebotomus*) of the Maltese Islands. *Bull. Ent. Res.*, 2 : 47-78.
- NEWSTEAD R. (1911). — The papatasi flies (*Phlebotomus*) of the Maltese Islands. *Ann. Trop. Med. Paras.*, 5 : 139-187.
- NEWSTEAD R. (1914). — Notes on *Phlebotomus* with description of new species, II. *Bull. Ent. Res.*, 5 : 179-192.
- NEWSTEAD R. (1920). — On the genus *Phlebotomus*. IV. *Bull. Ent. Res.*, 11 : 305-311.
- NEWSTEAD R. et SINTON J.A. (1921). — On a collection of papataci flies (*Phlebotomus*) from India. *Ann. Trop. Med. Parasit.*, 15 : 103-106.
- NICOLAS J., SPINETTA B. et MASSIA G. (1943). — Un cas de bouton d'Orient d'origine autochtone. *Ann. Dermato. Syph.*, 50 : 337.
- NICOLI R.M. (1951). — Phlébotomes de la Corse cristalline. Etude biométrique et critique du *Phlebotomus perniciosus legeri* (J. Mansion, 1913) (*Nematocera, Psychodidae*). *Bull. Soc. Path. Exot.*, 44 : 495-509.
- NICOLI R.M. (1952). — Phlébotomes de la Corse : Biologie du *Phlebotomus perniciosus legeri* (J. Mansion, 1913), *C.R. Soc. Biol.*, 146 : 578-580.

- NICOLI R.M. (1953). — Sur la validité du *Phlebotomus perniciosus legeri* (J. Mansion, 1913) (*Nematocera, Psychodidae*). *Bull. Soc. Path. Exot.*, 46 : 43-45.
- NICOLI R.M. (1955). — Essai sur la biologie des *Phlebotomidae*. Thèse Doct. Sc. Marseille, 371 p.
- NICOLI R.M. (1963). — Extension en France du *Larrousius ariasi*. *Bull. Soc. Ent. France*, 68 : 233-238.
- NICOLI R.M. et NICOLI J. (1960). — L'apparition des Phlébotomes adultes en Corse au cours de l'été, [*Larrousius perniciosus legeri* (J. Mansion, 1913)] (*Dipt. Nemat. Psychodidae*). *Bull. Soc. Ent. France*, 65 : 22-26.
- NICOLLE C. (1908). — Nouvelles acquisitions sur le Kala-Azar; cultures, inoculation au Chien, étiologie. *C.R. Acad. Sc.*, 146 : 498-499.
- NICOLLE C. (1908). — Reproduction expérimentale du Kala-Azar chez le Chien avec le virus humain. *Arch. Inst. Pasteur Tunis*, 4 : 57-58.
- NICOLLE C. (1911). — Sur les Leishmanioses. *Rev. Hyg. Pol. sanit.*, 33 : 340-357.
- NICOLLE C. et BLAIZOT L. (1912). — Virulence des cultures de *Leishmania infantum*. Sensibilité du Chacal au virus du Kala-Azar tunisien. *Arch. Inst. Pasteur Tunis*, 5 : 225-226.
- NICOLLE C., BLANC G. et LANGERON M. (1920). — Recherches expérimentales sur le rôle du Gecko (*Tarentola mauritanica*) dans l'étiologie du bouton d'Orient. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 13 : 508-511.
- NICOLLE C. et COMTE C. (1908). — Kala-Azar expérimental du Chien. In : Recherches sur le Kala-Azar entreprises à l'Institut Pasteur de Tunis. *Arch. Inst. Pasteur Tunis*, 3 : 99-103.
- NICOLLE C. et MANCEAUX L. (1909). — Kala-Azar expérimental du Singe. *Arch. Inst. Pasteur Tunis*, 4 : 133.
- NITZULESCU V. (1930). — Sur le *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921. Sa présence en France. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 8 : 530-539.
- NITZULESCU V. (1931). — Contribution à l'étude des Phlébotomes du groupe *minutus*, *P. parroti* et *P. minutus str. sensu*. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 9 : 111-121.
- NITZULESCU V. (1931). — Deuxième contribution à l'étude des Phlébotomes du groupe *minutus*. *Ph. fallax* Parrot. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 9 : 256-260.
- NITZULESCU V. (1931). — Essai de classification des Phlébotomes. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 9 : 271-275.
- NITZULESCU V. et DOLLFUS R.P. (1934). — Présence à Richelieu (Indre-et-Loire) de *Phlebotomus perniciosus* Newstead. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 12 : 69.
- NITZULESCU V. et NITZULESCU G. (1931). — Essai de table dichotomique pour la détermination des Phlébotomes européens. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 9 : 122-133.
- NOGUCHI H. (1926). — Comparative studies of herpetomonads and leishmanias. II. Differentiation of the organisms by serological reactions and fermentation tests. *J. Exp. Med.*, 44 : 327-337.
- NUSSENZWEIG V. (1957). — Reação de fixação do complemento para Leishmaniose visceral com antígeno extraído de bacilo da tuberculose. Técnica, sensibilidade e especificidade. *O Hospital*, 51 : 217-226.

O - P

- ODDO F.G. et CASCIO G. (1963). — Il test di immuno-fluorescenza nella leishmaniosi viscerale e cutanea. *Riv. Ist. Sieroter. Ital.*, 38 : 139-145.
- ODUM E.P. (1959). — Fundamentals of Ecology. *Saunders éd., Londres*, 546 p.
- PARROT L. (1917). — Sur un nouveau Phlébotome algérien : *Phlebotomus sergenti* sp. nov. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 10 : 564-566.
- PARROT L. (1918). — Répartition géographique de *Phlebotomus minutus* var. *africanus* dans le département de Constantine. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 11 : 791-792.
- PARROT L. (1920-21). — Sur une variété nouvelle de *Phlebotomus minutus* Rondani. *Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 12 : 37-40.
- PARROT L. (1921). — Sur l'armure génitale des Phlébotomes du groupe *minutus* Rondani et sur *Phlebotomus fallax* nov. sp. *Arch. Inst. Past. Afr. Nord*, 1 : 59-63.
- PARROT L. (1921). — A propos de l'identification des Phlébotomes de France. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 14 : 21-22.
- PARROT L. (1922). — Recherches sur l'étiologie du Bouton d'Orient (Clou de Biskra). Etude sur la biologie des Phlébotomes en milieu endémique. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 15 : 80-92.
- PARROT L. (1922). — Présence de *Phlebotomus perniciosus* Newstead dans la région parisienne. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 15 : 694.
- PARROT L. (1929). — Notes sur les Phlébotomes. II. Morphologie et répartition géographique de *Phlebotomus parroti* Adler et Theodor. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 7 : 306-307.
- PARROT L. (1931). — Observations biologiques sur *Phlebotomus papatasi* (Scop.). *Arch. Inst. Past. Algérie*, 9 : 442-450.
- PARROT L. (1932). — Nouvelles observations sur la biologie de *Phlebotomus papatasi* (Scop.). *Arch. Inst. Past. Algérie*, 10 : 407-409.
- PARROT L. (1933). — Notes sur les Phlébotomes. V. Présence de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir dans le Sud-Ouest de la France. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 11 : 599-602.
- PARROT L. (1933). — Notes sur les Phlébotomes. VI. Sur une variété nord-africaine de *Phlebotomus squamipleuris* Newstead. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 11 : 603-605.
- PARROT L. (1934). — Notes sur les Phlébotomes. VIII. Présence de *Phlebotomus perniciosus* var. *tobbi* Adler et Theodor, 1930 en Géorgie (U.R.S.S.). *Arch. Inst. Past. Algérie*, 12 : 79-82.
- PARROT L. (1934). — La transmission naturelle des Leishmanioses du bassin méditerranéen. *Bull. Organ. Hyg. S.D.N.*, 3 : 210-228.
- PARROT L. (1934). — Sur les Phlébotomes du groupe *minutus* et sur la classification des Phlébotomes en général. *Arch. Inst. Past. Indochine*, 22 : 389.
- PARROT L. (1934). — Notes sur les Phlébotomes. X. Sur la spermathèque de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 12 : 386-388.
- PARROT L. (1935). — Nouvelles recherches sur l'évolution de *Leishmania tarentolae* chez *Phlebotomus minutus* Rondani. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 28 : 958-960.

- PARROT L. (1936). — Notes sur les Phlébotomes. XVIII. Sur la présence en Algérie de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir et sur la spermathèque de cette espèce. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 14 : 48-49.
- PARROT L. (1936). — Notes sur les Phlébotomes. XIX. Phlébotomes de Crète. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 14 : 50-52.
- PARROT L. (1936). — Notes sur les Phlébotomes. XXI. Sur la valve copulatrice de *Phlebotomus perniciosus* Newstead. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 14 : 144-146.
- PARROT L. (1936). — Notes sur les Phlébotomes. XXII. Présence de *Phlebotomus perniciosus* dans le département de l'Indre. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 14 : 427.
- PARROT L. (1937). — Notes sur les Phlébotomes. XXIV. Sur le mâle de *Phlebotomus vesuvianus* Adler et Theodor, 1931. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 15 : 104-107.
- PARROT L. (1940). — Notes sur les Phlébotomes. XXXIII. Présence de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir dans la banlieue d'Alger. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 18 : 305-306.
- PARROT L. (1942). — Notes sur les Phlébotomes. XXXIX. A propos de deux *Prophlebotomus* d'Algérie : *Phlebotomus minutus* var. *signatipennis* et *Phlebotomus fallax*. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 20 : 322-335.
- PARROT L. (1943). — Notes sur les Phlébotomes. XL. Sur *Phlebotomus (Prophlebotomus) minutus* Rondani et sa variété *parroti* Adler et Theodor. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 21 : 38-50.
- PARROT L. (1944). — Notes sur les Phlébotomes. XLIII. A propos de *Phlebotomus mascittii* Grassi. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 22 : 52-54.
- PARROT L. (1951). — Notes sur les Phlébotomes. LXI. A propos de classification. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 29 : 28-45.
- PARROT L. (1951). — Notes sur les Phlébotomes. LXIII. Les Phlébotomes de la ville d'Alger et de sa banlieue. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 29 : 300-304.
- PARROT L. (1953). — Notes sur les Phlébotomes. LXVII. Les « papilles » des antennes. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 31 : 109-118.
- PARROT L. et CLASTRIER J. (1939). — Notes sur les Phlébotomes. XXXI. Présence de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir sur le littoral algérien. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 17 : 633.
- PARROT L. et CLASTRIER J. (1956). — Notes sur les Phlébotomes. LXIX. Phlébotomes de Biskra. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 34 : 513-517.
- PARROT L. et CLASTRIER J. (1960). — Notes sur les Phlébotomes. LXXIII. Phlébotomes du Tassili des Ajjer (Sabara central). *Arch. Inst. Past. Algérie*, 38 : 70-78.
- PARROT L. et DONATIEN A. (1927). — Le parasite du Bouton d'Orient chez le Phlébotome. Infection naturelle et infection expérimentale de *Phlebotomus papatasi* (Scop.). *Arch. Inst. Past. Algérie*, 5 : 9-21.
- PARROT L. et DONATIEN A. (1952). — Autres observations sur l'infection naturelle des Phlébotomes par la Leishmaniose générale de l'homme et du chien en Algérie. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 30 : 146-151.
- PARROT L., DONATIEN A. LESTOQUARD F. (1930). — Sur le développement du parasite de la Leishmaniose canine viscérale chez *Phlebotomus major* var. *perniciosus* Newstead. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 23 : 724-726.
- PARROT L., DONATIEN A. et LESTOQUARD F. (1931). — Observations nouvelles sur le développement du parasite de la Leishmaniose viscérale du chien chez un Phlébotome. (*Phlebotomus perniciosus*). *Arch. Inst. Past. Algérie*, 9 : 438-441.

- PARROT L., DONATIEN A. et LESTOQUARD F. (1933). — Notes et réflexions sur la biologie de *Phlebotomus perniciosus* Newstead en Algérie. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 11 : 183-191.
- PARROT L., DONATIEN A. et PLANTUREUX E. (1941). — Sur l'infection naturelle des Phlébotomes par la Leishmaniose générale de l'homme et du chien en Algérie. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 19 : 209-217.
- PARROT L. et DOURY P. (1955). — Notes sur les Phlébotomes. LXVIII. Nouveaux Phlébotomes du Hoggar. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 33 : 321.
- PARROT L. et DURAND-DELACRE R. (1947). — Notes sur les Phlébotomes. LVI. Phlébotomes de Beni Ounif de Figuig (Sahara oranais). *Arch. Inst. Past. Algérie*, 25 : 77-86.
- PARROT L. et DURAND-DELACRE R. (1948). — Notes sur les Phlébotomes. LX. Quelques remarques sur les Phlébotomes des terriers de Rongeurs du Sud oranais. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 26 : 402-405.
- PARROT L. et DURAND-DELACRE R. (1952). — Notes sur les Phlébotomes. LXVI. Sur le mâle de *Phlebotomus mascittii* et sur sa présence en France. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 30 : 393-397.
- PARROT L. et GOUGIS R. (1944). — Notes sur les Phlébotomes. XLI. Sur *Phlebotomus roubaudi* Newstead, 1913. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 22 : 40-46.
- PARROT L. et HABIBI A. (1946). — Notes sur les Phlébotomes. LIV. Formes anormales de *Phlebotomus minutus* var. *parroti* Adler et Theodor. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 24 : 157-159.
- PARROT L. et MARTIN R. (1944). — Notes sur les Phlébotomes. XLII. Sur *Phlebotomus larrouseii* var. *canaaniticus*. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 22 : 47-51.
- PAUTRIZEL R., DURET J., TRIBOULEY J. et RIPERT C. (1962). — Etude de la spécificité de la réaction d'agglutination des Trypanosomes au cours des Trypanosomoses. *Bull. Soc. Path. exot.*, 55 : 383-390.
- PAUTRIZEL R., DURET J., TRIBOULEY J. et RIPERT C. (1962). — Etude comparative de l'évolution des différents anticorps élaborés au cours de Trypanosomoses expérimentales chez le Lapin. *Rev. d'Immunologie*, 26 : 157-166.
- PAUTRIZEL R., MATTERN P. et DURET J. (1960). — Diagnostic sérologique de la maladie du sommeil. II. Les anticorps fixant le complément au cours de l'infection. *Bull. Soc. Path. exot.*, 53 : 878-885.
- PAVLOVSKII E.N. (1927). — The history of the discovery of the parasites causing pender's sore. *Pens. Med. Uzbekistan*. 2 : 16-19.
- PAVLOVSKII E.N. (1948). — Handbook of Human Parasitology. II. 5^e Ed. *Lénin-grad-Moscou*, 1012 p.
- PAVLOVSKII E.N. (1964). — Natural foci of transmissible diseases in connection with the landscape epidemiology of zoonooses. « *Nauka* » éd., *Moscou-Lénin-grad*, 211 p.
- PÉHU M. et BERTOYE P. (1931). — Sur un cas de Kala-Azar survenu chez un enfant de cinq ans n'ayant jamais quitté la région des Vosges. *Lyon médical*, 147 : 731-734.
- PELLEGRINI D. (1957). — Sulle malattie trasmissibili dal cane all'uomo. *Veterinaria Italiana* (sup.), 8 : 861-975.
- PÉRARD C. (1936). — Au sujet d'un cas de Leishmaniose canine généralisée, remarques à propos du diagnostic. *Rev. Path. Comp. Hyg. Gén.*, 472 : 110-116.
- PERFILIEW P.P. (1966). — *Phlebotomidae*. In : *Diptera*; Faune de l'U.R.S.S. « *Nauka* » éd., *Moscou-Lénin-grad*, 382 p.

- PETRISHCHEVA P.A. (1935). — Faune, biologie et écologie des Phlébotomes de la Turkménie. In : Parasites, transmetteurs, animaux venimeux. *Livre jubilaire du Pr. E. Pavlovskii, Moscou* : 202-259.
- PETRISHCHEVA P.A. (1961). — Methods of study and prophylaxis of Leishmaniasis and sandfly fever and their prophylaxis. *Moscou*, 260 p.
- PETRISHCHEVA P.A. (1962). — Sandflies (*Phlebotominae*) (*Diptera, Nematocera, Psychodidae*). In : Vectors of diseases of natural foci. *Olbourne press éd., Londres* : 57-87.
- PETRISHCHEVA P.A. (1963). — Leishmanioses na URSS e sua profilaxia. *Seventh Intern. Congr. Med. Trop. Malaria, Rio de Janeiro* : 188-189.
- PICARD F. (1909). — Le rôle pathogène des *Phlebotomus* (*Dipt. Psychodidae*) et leur répartition dans l'Afrique Occidentale. *Bull. Soc. Ent. Fr.* : 164-166.
- PIERANTONI U. (1924). — Flebotomi italiani. *Boll. Mus. Zool. Ann. Comp. Tor. (N.S.)* 39 : 21.
- PITTALUGA G. (1926). — Epidemiological studies of leishmaniasis visceral in Spain. *J. Med. Hyg.*, 29 : 387-398.
- PITTALUGA G. et BUEN S. DE (1917). — Nota sobre los Dipteros del genero *Phlebotomus* en España. *Biol. Inst. Nac. Hig.*, 13 : 1-9.
- PITTALUGA G. et BUEN S. DE (1918). — Especies españolas del genero *Phlebotomus* (*Ins. Dipt.*). *Bol. Real. Soc. Esp. Hist. Nat.*, 18 : 377-385.
- POUL J. (1950). — Sur la fréquence de la Leishmaniose canine à Alger et sur la valeur diagnostique de la formol-gélification. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 28 : 449-456.
- PRADA J. (1947). — *Phlebotomus* en Valladolid. *Med. Colon.*, 10 : 269.
- PRAT J. (1944). — Sur un cas autochtone de Leishmaniose canine observé dans le département de l'Allier. *Rev. Méd. Vét.* 95 : 16-25.
- PRINGAULT E. (1914). — Existence de la Leishmaniose canine à Marseille. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 7 : 41-42.
- PRINGAULT E. (1914). — La Leishmaniose canine à Marseille. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 7 : 484-488.
- PRINGAULT E. (1914). — La Leishmaniose canine à Marseille. *Marseille Médical* : 344-346.
- PRINGAULT E. (1914). — A propos de la Leishmaniose canine. *Marseille Médical* : 357-359.
- PRINGAULT E. (1917). — Recherches sur la Leishmaniose canine. *Thèse Doct. Méd. Montpellier*, 58 p.
- PRINGAULT E. (1920). — Les Phlébotomes dans la région marseillaise. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 13 : 809-810.

Q - R

- QUATE L.W. (1964). — *Phlebotomus* sandflies of the Paloich area in the Sudan (*Diptera-Psychodidae*). *J. Med. Ent.*, 1 : 213-268.
- QUILICI M., DUNAN S. et RANQUE J. (1968). — L'immunofluorescence dans les leishmanioses. Comparaison avec la réaction de fixation du complément. *Méd. Trop.*, 28 : 37-43.

- QUILICI M. et NICOLI R. M. (1965). — Distinction de deux souches de *Larroussius perniciosus* (Newstead) [Dipt.-Psychodoidea]. *Ann. Soc. Ent. Fr.*, (N.S.), 1 : 489-494.
- RAGEAU J. (1948). — Observations sur les Phlébotomes de la région de Poitiers. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 41 : 217-222.
- RAGEAU J. et COLAS-BELCOUR J. (1956). — Clef dichotomique des espèces françaises de Phlébotomes. *Bull. Soc. Ent. Fr.*, 61 : 234-238.
- RANQUE J. et DUNAN S. (1964). — Comportement antigénique de divers flagellés au cours des Leishmanioses cliniques et expérimentales. *Ann. Parasit. Hum. Comp.*, 39 : 117-130.
- RANQUE J. et FAURE A. (1956). — Sensibilité de *Sciurus vulgaris* à la Leishmaniose viscérale. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 49 : 40-43.
- RANQUE J., RANQUE M., CABASSU J. et CABASSU H. (1948). — Le diagnostic précoce de la Leishmaniose canine par la ponction ganglionnaire. *Bull. Acad. Nat. Méd.*, 132 : 339-340.
- RANQUE P. (1966). — Etude parasitologique et immunologique de diverses souches de *Leishmania* isolées au Sénégal. Importance du réservoir de virus animal dans l'épidémiologie du Bouton d'Orient. *Thèse Doct. Méd.*, Marseille, 81 p.
- RAPP W. F. et L. COOPER J. (1945). — Check-List of the *Psychodidae* of Europe. *J. New-York. Ent. Soc.*, 53 : 117-126.
- RAVAUT P. (1920). — Le premier cas de contagion du bouton d'Orient en France. *Bull. Acad. Méd.* (séance du 24 février), 83 : 198-201.
- RAVAUT P. (1920). — Deux cas de Bouton d'Orient contractés en Espagne et en France. Premier cas de contagion en France. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 13 : 235-238.
- RAYNAL J. (1954). — Les Phlébotomes de France et leur distribution régionale. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 29 : 297-323.
- RAYNAL J. et LE GAC P. (1932). — Sur la présence de *Phlebotomus papatasi* Scopoli, 1786 à Marseille. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 10 : 497-503.
- RAYNAL J. et LE GAC P. (1932). — Sur un exemplaire de *Phlebotomus larroussiei* Langeron et Nitzulescu 1931, capturé à La Rose (banlieue de Marseille). *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 10 : 504-508.
- RAYNAL J. et LE GAC P. (1933). — Leishmaniose viscérale infantile et Phlébotomes à Marseille. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 26 : 249-251.
- RAYNAL J. et LE GAC P. (1933). — Note sur un Phlébotome du groupe *minutus* capturé à Sainte-Maxime (Var). *Bull. Soc. Path. Exot.*, 26 : 455-458.
- RAYNAL J. et LE GAC P. (1933). — Etude sur plusieurs lots de Phlébotomes capturés dans différents quartiers de Marseille. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 11 : 249-267.
- RAYNAL J. et LE GAC P. (1933). — Sur trois Phlébotomes femelles capturés dans les Pyrénées à Capvern et pouvant être rapportés à *Phlebotomus ariasi* femelle. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 26 : 625-660.
- RAYNAL J. et LE GAC P. (1934). — Présence de *Phlebotomus larroussiei* à Capvern (Hautes-Pyrénées). *Ann. Parasit. Hum. Comp.*, 12 : 343-344.
- RAYNAL J. et LE GAC P. (1934). — Sur la présence de *Phlebotomus ariasi* ♀ et ♂ à Capvern. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 27 : 467-473.
- REY P. (1960). — Essai de phytocinétique biogéographique. *C.N.R.S. éd.*, 399 p.
- RIMBAUD P., RIOUX J. A. et DUNTZE F. (1958). — La leishmaniose cutanée autochtone. *La Presse Médicale*, 66 : 897-898.

- RIOUX J. A., ABONNENC E. et BAUDOY J. P. (1965). — Un cas de gynandromorphisme chez *Phlebotomus ariasi* Tonnoir (Dipt. Psychodidae). *Ann. Soc. Ent. Fr. (N.S.)*, 1 : 615-617.
- RIOUX J.A., ALBARET J.L., HOUIN R., DEDET J.P. et LANOTTE G. (1968). — Ecologie des leishmanioses dans le sud de la France. 2. — Les réservoirs selvatiques. Infestation spontanée du Renard (*Vulpes vulpes* L.). *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 43 : 421-428.
- RIOUX J. A., COLUZZI M., BAIN O. et BAUDOY J. P. (1964). — Présence de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921, en Italie du Nord. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 57 : 966-971.
- RIOUX J.A., GOLVAN Y.J., CROSET H., HOUIN R., JUMINER B., BAIN O. et TOUR S. (1967). — Ecologie des leishmanioses dans le sud de la France. 1. — Les Phlébotomes. Echantillonnage - Ethologie. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 42 : 561-603.
- RIOUX J.A., GOLVAN Y.J., CROSET H., HOUIN R. et TOUR S. (1968). — Enquête écologique sur les leishmanioses dans le sud de la France. *Bull. I.N.S.E.R.M.*, 23 : 1125-1164.
- RIOUX J. A., GOLVAN Y. J., HOUIN R. et DELTOUR F. (1962). — Nouvelles stations françaises de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921, *P. perniciosus* Newstead, 1911, *P. mascittii* Grassi, 1908 et *P. minutus* Rondani, 1843. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 37 : 630-632.
- RIOUX J. A., GOLVAN Y. J. et MAISTRE O. (1961). — Présence de *Phlebotomus (Larrousius) ariasi* Tonnoir, 1921, dans les départements de l'Aveyron, des Bouches-du-Rhône, du Gard, de l'Hérault, des Pyrénées-Orientales et du Vaucluse. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 36 : 706-707.
- RIOUX J.A., JUMINER B. et GIBILY H. (1966). — *Phlebotomus (Phlebotomus) chadlii* n. sp. (Diptera-Psychodidae). *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 41 : 91-100.
- RIOUX J. A., JUMINER B., KCHOUK M. et GIBILY H. (1964). — Récolte de Phlébotomes dans la région de Gafsa. *Arch. Inst. Past. Tunis*, 41 : 365-371.
- RIOUX J. A., MANNIER J. F. et TOUR S. (1966). — Infestation à *Entomophthora* sp. chez *Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 41 : 231-253.
- RISTORCELLI A. (1936). — Sur la présence à Toulouse de *Phlebotomus perniciosus*. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 14 : 426.
- RISTORCELLI A. (1938). — Observations sur les Phlébotomes de la région de Kébili (Sud Tunisien). *Arch. Inst. Past. Algérie*, 16 : 36.
- RISTORCELLI A. (1939). — Phlébotomes de Zeugitane et révision des Phlébotomes de Tunisie. *Arch. Inst. Past. Algérie*, 17 : 235-241.
- RISTORCELLI A. (1939-1940). — Présence à Melun (Seine-et-Marne) de *Phlebotomus perniciosus*. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 17 : 364.
- ROGER M., HARANT H. et PATAUT M. (1933). — La Leishmaniose canine à Montpellier; remarques cliniques et épidémiologiques. *Arch. Soc. Sc. Méd. Biol. de Montpellier et du Languedoc méditerranéen* (1932-1933), 14 : 129-132.
- ROMAN E. (1947). — Phlébotomes tunisiens de Tebourba et d'Ain-Draham. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 22 : 68-74.
- ROMAN E. et COUDERT J. (1943). — Les Phlébotomes à Lyon et dans la banlieue lyonnaise. *J. Méd. Lyon* : 185-186.
- RONDANI C. (1840). — Sopra una specie di Insetto Diptero. *Mem. prima per serv. alla Ditt. ital., Parme*, 16 p.

- RONDANI C. (1843). — Species italicae generis *Hebotomi*, Rndn., ex insectis dipteris : fragmentum septimum ad inserviendam dipterologiam italicam. *Ann. Soc. Ent. Fr.*, 2 : 263-267.
- ROSSI P. (1926). — Contribution à l'étude des Phlébotomes en Aunis. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 19 : 705-709.
- ROSSI P. (1935). — Sur la présence de *Phlebotomus perniciosus* à Mâcon. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 28 : 282-284.
- ROTH M. (1963). — Comparaison de méthodes de capture en Ecologie entomologique. *Rev. Path. Vég. Ent. Agric. Fr.*, 42 : 177-197.
- ROUBAUD E. (1928). — Asthénobiose et hibernation obligatoire provoquées, chez *Phlebotomus papatasi* Scop. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 21 : 436-440.
- ROUBAUD E. et COLAS-BELCOUR J. (1927). — Recherches biologiques sur les Phlébotomes de la Tunisie du Nord. Méthode d'isolement cellulaire pour l'éducation sélectionnée des espèces. *Arch. Inst. Past. Tunis*, 16 : 59-80.
- ROUBERT P. (1936). — Recherches sur la Leishmaniose canine dans la région de Montpellier. *Thèse Doct. Méd., Montpellier*, 62 p.
- ROUYER E. (1911). — La « fièvre de trois jours ». *Méd. Orient.*, 15 : 318.
- ROZIER L. (1926). — Contribution à l'étude et au traitement de la leishmaniose canine en France. *Thèse Doct. vét. Lyon*, 39 p.

S

- SACCA G. (1939). — Osservazioni su un esemplare di *Phlebotomus parroti* raccolto a S. Felice Circeo. *Ric. Scient.*, 10 : 1037-1038.
- SACCA G. (1940). — Presenza in Italia del *Phlebotomus larroussei* Langeron e Nitzulescu, 1931. (*Diptera Psychodidae*). *Boll. Soc. Ent. Ital.*, 72 : 156-161.
- SACCA G. (1941). — Studi sui Flebotomi della zona endemica di Leishmaniosi cutanea in Abruzzo e Romagna. *Riv. Paras.*, 5 : 1-9.
- SACCA G. (1941). — Introduzione allo studio biologico e sistematico del genere *Phlebotomus* (*Diptera-Psychodidae*). *Riv. Par.*, 5 : 53-66.
- SACCA G. (1942). — Sul *Phlebotomus parroti* e sulla sua varietà *italicus*. *Riv. Paras.*, 6 : 93-99.
- SACCA G. (1946). — Flebotomi della provincia di Palermo. *Boll. Soc. Ent. Ital.*, 76 : 5-7.
- SACCA G. (1947). — Revisione dei *Phlebotomus* della collezione Rondani; un punto fermo sulla questione del *P. minutus*. *Rend. Ist. Sup. San.*, 10 : 925-934.
- SACCA G. (1949). — *Phlebotomus mascittii* Grassi, 1908 e i suoi sinonimi. *Rend. Ist. Sup. San.*, 12 : 543-548.
- SAFYANOVA V.M. (1964). — Observations on Sandflies (*Phlebotominae*) in occupied an unoccupied burrows of the great Gerbil in a focus of cutaneous leishmaniasis in Turkmenia. *Zool. Zh.*, 43 : 1335-1341.
- SALES P. et BOUX-ABELANET J. (1961). — Leishmaniose cutanée autochtone. *Bull. Soc. Fr. Dermato. Syph.*, 68 : 496-497.
- SALES P. et CAMO L. (1962). — A propos d'un nouveau cas de Leishmaniose cutanée autochtone. *Bull. Soc. Fr. Dermato. Syph.*, 69 : 544.
- SCHMIDT M. L. (1965). — Autogenic development of *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) from Egypt. *J. Med. Ent.*, 1 : 356.

- SCHMIDT M.L. et SCHMIDT J.R. (1962). — Variation in antennal ascoïd segment ratio in *Phlebotomus papatasi* Scopoli (Diptera-Psychodidae). *Ann. Ent. Soc. Am.*, 55 : 722-723.
- SCHWABE C.W. (1964). — Veterinary medicine and human health. *Williams et Wilkins Co. éd.*, 516 p.
- SCOPOLI J. (1786). — *Deliciae florae et faunae insubricae*, Pavie, 85 p.
- SEN GUPTA P. C. (1943). — A complement fixation test for Kala-Azar. *Indian Med. Gaz.*, 78 : 336-339.
- SEN GUPTA P. C. (1944). — The value of the complement fixation test in the diagnosis of Kala-Azar. *Indian Med. Gaz.*, 79 : 465-469.
- SEN GUPTA P. C. (1945). — Complement fixation test with Witebsky-Klingenstein-Kuhn (W.K.K.) or similar antigens : a modified technique. *Indian Med. Gaz.*, 80 : 396-398.
- SENEVET G. (1935). — *Phlebotomus perniciosus* en France. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 28 : 581.
- SERGEANT Ed. (1914). — Première note sur les Phlébotomes algériens. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 7 : 660-662.
- SERGEANT Ed. et PARROT L. (1929). — Sur l'existence de *Phlebotomus papatasi* (Scop.) et de *Phlebotomus minutus* Rondani, en rase campagne. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 22 : 544.
- SERGEANT Ed., SERGEANT Et., LEMAIRE G. et SENEVET G. (1915). — Hypothèse sur le Phlébotome « transmetteur » et la Tarente « réservoir de virus » du Bouton d'Orient. *Ann. Inst. Past. Algérie*, 29 : 309-323.
- SHAW J. J. et VOLLER A. (1964). — The detection of circulating antibody to Kala-Azar by means of immunofluorescent techniques. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 58 : 349-352.
- SHERLOCK I.A. (1958). — Anomalias de « *Phlebotomus longipalpis* » Lutz et Neiva, 1912 (Diptera-Psychodidae). *Rev. Brasil. Biol.*, 18 : 433-437.
- SHORTT H.E., BARRAUD P.J. et CRAIGHEAD A.C. (1926). — The occurrence in nature of *Phlebotomus argentipes* infected with a flagellate morphologically identical with *Herpetomonas donovani*. *Ind. J. med. res.*, 14 : 521-522.
- SHORTT H.E., CRAIGHEAD A.C., SMITH R.O.A. et SWAMINATH C.S. (1930). — *P. argentipes* caught in nature infected with *L. donovani*. *Ind. J. med. res.*, 17 : 913-914.
- SICART M. (1954). — Récoltes de Phlébotomes en France. *Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse*, 89 : 235.
- SICART M. (1956). — Diptères nématocères piqueurs de France (3). *Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse*, 91 : 172-173.
- SICART M., ESCANDE F. et RUFFIÉ J. (1958). — Les *Psychodidae* du sous-bassin Aquitain. *Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse*, 93 : 70-72.
- SICART M. et STORA J. (1965). — Remarques en fin et en début de carrière sur les Leishmanioses méditerranéennes. *La Tunisie Médicale*, 2 : 171-176.
- SIMITCH T. (1930). — Etude comparative de la biologie de *Phlebotomus perniciosus* et *Phlebotomus papatasi* en Macédoine. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 8 : 179-182.
- SIMITCH T. (1932). — Présence à Skopje d'une nouvelle variété de *Phlebotomus perniciosus*. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 10 : 431-434

- SIMITCH T. (1950). — La faune des Phlébotomes en Yougoslavie. VII. L'étendue des espèces de Phlébotomes et leur proportion de répartition dans les différentes régions du pays. *Bull. Acad. Serb. Sc.*, 3 : 125-132.
- SIMITCH T. (1951). — Contribution à la connaissance des Phlébotomes en Yougoslavie IV. Deux Phlébotomes du groupe *minutus*. *Bull. Acad. Serb. Sc.*, 3 : 39-41.
- SIMITCH T., GVOZDENOVITCH M. et KOSTITCH D. (1951). — Contribution à la connaissance de la faune des Phlébotomes de Yougoslavie. II. Les Phlébotomes du Monténégro. *Bull. Acad. Serb. Sc.*, 3 : 35.
- SIMITCH T., KOSTITCH D., ZIVKOVITCH V. et NEZITCH E. (1951). — Contribution à la connaissance des Phlébotomes de Yougoslavie. VI. Faune de Phlébotomes de Vojvodina, Bosnie Herzégovine, Dalmatie du nord et Istrie. *Bull. Acad. Serb. Sc.*, 3 : 109-110.
- SIMITCH T., NEZITCH E. et TARTAGLIA P. VON (1950). — Contribution à la connaissance de la faune des Phlébotomes de Yougoslavie. III. Les Phlébotomes de Dalmatie. *Bull. Acad. Serb. Sc.*, 197 : 33-38.
- SIMITCH T. et ZIVKOVITCH V. (1951). — Faune des Phlébotomes de Yougoslavie. 1. Les Phlébotomes de la Macédoine, de la Serbie méridionale et de la région « Kosovo » et « Métohia ». *Bull. Acad. Serb. Sc.*, 194 : 151-181.
- SINTON J. A. (1927). — The identification and classification of the species of the genus *Phlebotomus*, with some remarks on their geographical distribution in relation to disease. *Trans. F.E.A.T.M. Sev. Congr. India*, 3 : 172-180.
- SINTON J. A. (1927). — Notes on some Indian species of genus *Phlebotomus*. XIX. The value of the female genitalia in the identification of species. *Ind. J. Med. Res.*, 15 : 21-27.
- SMITH R. O. (1925). — A note on a simple method of breeding sandflies. *Ind. J. Med. Res.*, 12 : 741-742.
- SORRE M. (1943). — Les fondements biologiques de la géographie humaine. *Armand Colin éd., Paris*, 440 p.
- SOUTHWOOD T. R. (1966). — Ecological methods. *Methuen éd., Londres*, 391 p.
- STOLL N. R., DOLLFUS R. Ph., FOREST J., RILEY N. D., SABROSKY C. W., WRIGHT C. W. et MELVILLE R. V. (1961). — Code international de nomenclature zoologique. *Int. Trust. Zool. Nomenclature*, 176 p.
- SYMMERS W.S. (1960). — Leishmaniasis acquired by contagion. A case of marital infection in Britain. *Lancet*, 7116 : 127-132.

T - Z

- TARTAGLIA P. VON (1960). — Experimentelle Empfänglichkeit des Siebenschläfers (*Glis glis* L.) für Kala-Azar. *Z. Tropenmed. Paras.*, 11 : 187-189.
- THEODOR O. (1936). — On the relation of *Phlebotomus papatasi* to the temperature and humidity of the environment. *Bull. Ent. Res.*, 27 : 653-671.
- THEODOR O. (1948). — Classification of the old world species of the subfamily *Phlebotominae* (*Diptera-Psychodidae*). *Bull. Ent. Res.*, 39 : 85-115.
- THEODOR O. (1958). — *Psychodidae-Phlebotominae*. In : Die Fliegen der Palaearktischen region. *Schweizerbart'sche éd., Stuttgart* : 55 p.

- THEODOR O. (1964). — Leishmaniasis. In : J. Van der Hoeden, Zoonoses. Elsevier éd., 475-493.
- TONNOIR A. (1921). — Une nouvelle espèce européenne du genre *Phlebotomus* (*Phlebotomus ariasi*). *Ann. Soc. Ent. Belgique*, 61 : 53-56.
- TORRES CANAMARES F. (1932). — Nota sobre los *Phlebotomus* y Anofelinos de algunos lugares de la Provincia de Caceres. *Med. Pais. calid.*, 5 : 1-5.
- TORRES CANAMARES F. (1944). — Nuevas localidades de « *Phlebotomus* » en España y algunas observaciones sobre los mismos. *Rev. Sanidad. Hig. Pub.*, 18 : 38-45.
- TOUMANOFF C. et CHASSIGNET R. (1954). — Contribution à l'étude des Phlébotomes en Corse. *Bull. Inst. Nat. Hyg.*, 9 : 664-687.
- TURNER E. R. et HOOGSTRALL H. (1965). — Leishmaniasis in the Sudan republic. 23. Sandflies (*Phlebotomus*) attracted to rodent-baited traps (*Diptera : Psychodidae*). *J. Med. Ent.*, 2 : 137-139.
- VELEZ L. (1913). — Communication écrite présentée par A. Laveran in : *Bull. Soc. Path. Exot.*, 6 : 545.
- VERMEIL C. (1949). — Localité nouvelle pour *Phlebotomus perniciosus*. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 24 : 396.
- VIANNA G. (1911). — Sobre una nueva especie de Leishmania. *Brasil medico*, 25 : 411.
- VILLENEUVE J. (1909). — A propos du *Phlebotomus papatasi* Scopoli. *Bull. Soc. Ent. Fr.*, 11 : 195-196.
- VILLENEUVE J. (1919). — Deuxième note sur les Nématocères vulnérants (*Dipt.*) (Espèces françaises). *Bull. Soc. Ent. Fr.* : 54-60.
- VIVES SABATER J. (1954). — Especies de *Phlebotomus* halladas en Barcelona y sus alrededores. *Rev. Sanidad. Hig. Publ.*, 28 : 301-341.
- VIVES SABATER J. (1958). — Hallazgo de *Phlebotomus* en otras localidades proximas a Barcelona. *Rev. Iber. Paras.*, 18 : 309-313.
- VLASOV Y.P. (1932). — On the finding of sandflies in the environs of Szchkad in the burrows of rodents *Rhombomys opimus* Licht. and *Spermophilopsis leptodactylus* Licht. *Mag. Paras. Inst. Zool. Acad. Sci. USSR*, 3 : 89-102.
- WHARTON R. H., EYLES D. E. et WARREN M. W. (1963). — The development of methods for trapping the vectors of monkey Malaria. *Ann. Trop. Med. Paras.*, 57 : 32-46.
- WHITTINGHAM H. E. et ROOK A. F. (1923). — Observation on the life history and bionomics of *Phlebotomus papatasi*. *British Med. J.*, 2 : 1144-1151.
- WITHSEL R. H. et SHOEPFNER R. F. (1965). — The attractiveness of Carbon Dioxide to female *Leptoconops torrens* and *L. kerteszi* Kieffer. *Mosquito News*, 25 : 403-410.
- WRIGHT J. H. (1903). — Protozoa in a case of tropical ulcer (« Delhi sore »). *J. Med. Res.*, 5 : 472-482.
- YOUNG C.W. et HERTIG M. (1926). — The development of flagellates in chinese sandflies (*Phlebotomus*) fed on hamsters infected with *L. donovani*. *Proc. Soc. Exp. Biol. Med.*, 23 : 611.
- ZARIQUIEY R. (1937). — Contribution à l'étude de la femelle de *Phlebotomus ariasi* Tonnoir. *Ann. Paras. Hum. Comp.*, 15 : 409-418.
- ZARIQUIEY R. (1944). — Contribucion al conocimiento de la distribucion de los *Phlebotomus* en España. *Graellsia*, 2 : 15-20.

- ZIVKOVITCH V. (1950). — Contribution à la connaissance des Phlébotomes de Yougoslavie. V. Serbie de l'Est, de l'Ouest et du Nord. *Bull. Acad. Serb. Sc.*, 197 : 153-168.
- ZIVKOVITCH V. (1951). — Contribution à la connaissance des Phlébotomes en Yougoslavie. *Phlebotomus sergenti* Parrot, 1917 en Serbie. *Bull. Acad. Serb. Sc.*, (N.S.) *Sc. Méd.*, 3 : 105.
- ZIVKOVITCH V. (1951). — Contribution à la connaissance des Phlébotomes en Yougoslavie. (Serbie de l'Est, de l'Ouest et du Nord). *Bull. Acad. Serb. Sc.*, (N.S.) *Sc. Méd.*, 3 : 107-108.
- ZIVKOVITCH V. (1967). — Les Phlébotomes (*Diptera, Psychodidae*) du Sud-Est et de l'Est de la Serbie. *Bull. Acad. Serb. Sc. Arts*, 271 : 186-188.

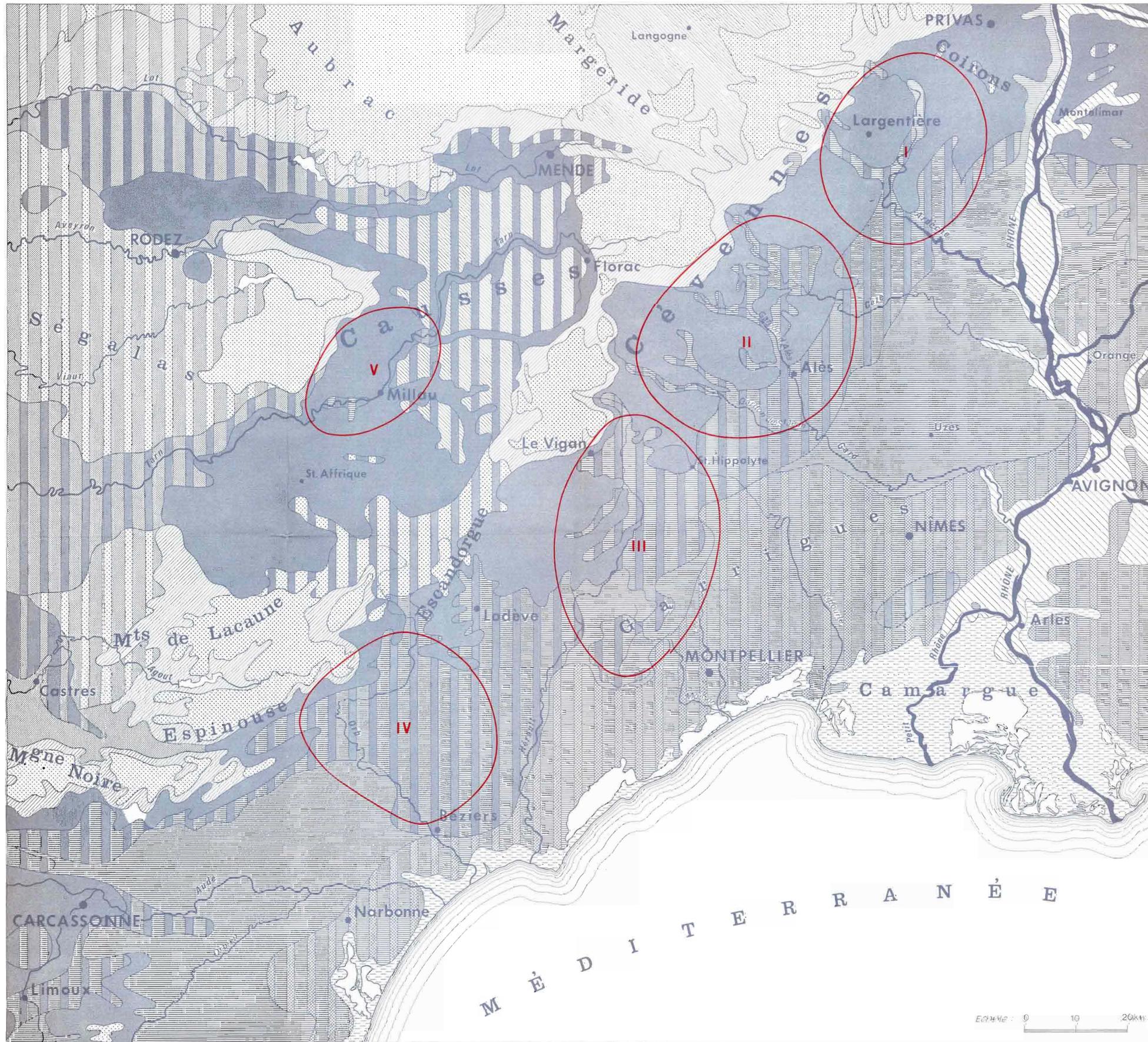
INDEX ALPHABÉTIQUE DES GENRES ET ESPÈCES CITÉS

- Acomys* sp. : p. 155.
Adlerius Nitzulescu, 1931 : p. 21, 73, 74.
Angiostrongylus vasorum (Raillet, 1866) : p. 158.
Apodemus flavicollis (Melchior, 1834) : p. 123, 156, 157.
Apodemus sylvaticus (L., 1758) : p. 114, 123, 156, 157, 158.
Arbutus unedo L., 1753 : p. 89.
Arctostaphylos uva-ursi (L., 1753) : p. 118.
Arvicanthis sp. : p. 155.
Arvicola sapidus Miller, 1908 : p. 156.
Babesia missirolii Biocca et Corradetti, 1952 : p. 158.
Bruchomyia Alex., 1920 : p. 21.
Buxus sempervirens L., 1753 : p. 118.
Canis aureus L., 1758 : p. 128, 161.
Canis familiaris L., 1758 : p. 114, 157.
Canis lupus L., 1758 : p. 128.
Citellus citellus dauricus (Brandt, 1844) : p. 141.
Clethrionomys glareolus (Schreber, 1780) : p. 156.
Crithidia Léger, 1902 : p. 141.
Crithidia fasciculata (Novy, MacNeal et Torrey, 1917) : p. 144.
Crithidia oncopelti (Noguchi et Tilden, 1926) : p. 142, 144.
Crocidura russula (Hermann, 1780) : p. 156.
Ctenocephalides canis (Curtis, 1826) : p. 20.
Elaphe longissima (Laurenti, 1768) : p. 114.
Eliomys quercinus (L., 1766) : p. 113, 114, 156, 157, 158, 175.
Empusa papatasi Marett, 1915 : p. 125.
Entomophthora sp. : p. 124, 125.
Erica arborea L., 1753 : p. 89.
Erinaceus europaeus L., 1758 : p. 156, 157.
Felis catus L., 1758 : p. 157.
Fennecus zerda (Zimmermann, 1780) : p. 161.
Fraxinus oxycarpa Willd, 1806 : p. 115.
Genetta genetta (L., 1758) : p. 156.
Glis glis (L., 1766) : p. 114, 156, 157, 175.
Grassomyia Theodor, 1958 : p. 60.

- Hepatozoon* Miller, 1908 : p. 158.
Hepatozoon canis (James, 1905) : p. 158.
Lacerta muralis (Laurenti, 1768) : p. 67, 155, 158.
Lacerta viridis (Laurenti, 1768) : p. 114.
Larrousius Nitzulescu, 1931 : p. 21, 74, 78, 82, 88, 89.
Leishmania Ross, 1903 : p. 140, 141.
Leishmania brasiliensis Vianna, 1911 : p. 13, 179.
Leishmania donovani (Laveran et Mesnil, 1903) : p. 13, 144.
Leishmania guyanensis (Floch, 1953) : p. 13.
Leishmania mexicana (Biagi, 1953) : p. 13.
Leishmania peruviana Velez, 1913 : p. 13, 155.
Leishmania tarentolae Wenyon, 1921 : p. 66, 158.
Leishmania tropica (Wright, 1903) : p. 13, 144, 155.
Linognathus setosus Olfers, 1916 : p. 20.
Lutzomyia gomezi (Nitzulescu, 1931) : p. 71.
Lycalopex vetulus (Lund, 1848) : p. 129, 179.
Martes foina (Erxleben, 1777) : p. 156, 157.
Martes martes (L., 1758) : p. 156.
Mastophorus muris (Gmelin, 1790) : p. 122.
Meles meles (L., 1758) : p. 156, 157, 158.
Mus musculus L., 1758 : p. 156, 157.
Mustela nivalis L., 1766 : p. 156, 157, 158.
Mustela putorius L., 1758 : p. 156, 157.
Nemopalpus Macquart, 1838 : p. 21.
Newsteadia França, 1919 : p. 21.
Oryctolagus cuniculus (L., 1758) : p. 114.
Paraphlebotomus Theodor, 1948 : p. 21, 72, 73.
Phlebotomus Rondani, 1840 : p. 21, 28.
Phlebotomus alexandri Sinton, 1928 : p. 72.
Phlebotomus antennatus Newstead, 1920 : p. 60.
Phlebotomus argentipes Annandale et Brunetti, 1908 : p. 175, 178, 179.
Phlebotomus ariasi Tonnoir, 1921 : p. 12, 21, 28, 30, 32, 33, 36, 37, 38, 39, 40, 41, 42, 44, 49, 54, 55, 58, 74, 75, 82, 86, 87, 88, 90, 160, 165, 166, 167, 168, 172, 173, 175, 177, 178, 179, 180, 181, 183, 187.
Phlebotomus bergeroti (Parrot, 1934) : p. 28, 68, 70, 71.
Phlebotomus canaaniticus Adler et Theodor, 1931 : p. 73.
Phlebotomus chadlii Rioux, Juminer et Gibily, 1966 : p. 89, 91.
Phlebotomus chinensis Newst., 1916 : p. 21, 74, 179.
Phlebotomus duboscqi Neveu Lemaire, 1906 : p. 28, 68.
Phlebotomus larrousei Langeron et Nitzulescu, 1931 : p. 73, 74.
Phlebotomus larrousei canaaniticus (Adler et Theodor, 1931) : p. 73.
Phlebotomus legeri Mansion, 1913 : p. 78.
Phlebotomus longipalpis Lutz et Neiva, 1912 : p. 99, 177, 179.
Phlebotomus lusitanicus França, 1918 : p. 78.
Phlebotomus major Annandale, 1910 : p. 21, 41, 78, 93, 105, 109, 179.

- Phlebotomus mascittii* Grassi, 1908 : p. 12, 21, 30, 33, 37, 40, 42, 44, 53, 54, 55, 56, **73**, 78, 82, 86, 112, 120, 166, 167, 173.
- Phlebotomus minutus* Rondani, 1843 : p. 21, 59.
- Phlebotomus minutus africanus* Newstead, 1912 : p. 59.
- Phlebotomus minutus fallax* Parrot, 1920 : p. 59.
- Phlebotomus minutus meridionalis* Pierantoni, 1924 : p. 59, 60.
- Phlebotomus minutus signatipennis* (Newstead, 1920) : p. 59.
- Phlebotomus montana* Sinton, 1924 : p. 105.
- Phlebotomus nigerrimus* Newstead, 1911 : p. 78.
- Phlebotomus papatasi* (Scopoli, 1786) : p. 12, 21, 28, 54, 55, 58, **68**, 72, 105, 106, 112, 118, 125, 167, 177, 179.
- Phlebotomus parroti* (Adler et Theodor, 1927) : p. 59.
- Phlebotomus parroti italicus* Adler et Theodor, 1931 : p. 59, 60.
- Phlebotomus parroti sardous* Bogliolo, 1934 : p. 59, 60.
- Phlebotomus perfiliewi* Parrot, 1930 : p. 78, 109, 112.
- Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911 : p. 12, 21, 28, 30, 32, 33, 37, 40, 41, 54, 55, 58, 65, 67, 71, 73, 74, 75, **78**, 88, 89, 90, 104, 106, 108, 112, 113, 118, 120, 122, 123, 166, 167, 173, 179.
- Phlebotomus perniciosus legeri* (Mansion, 1913) : p. 78, 118.
- Phlebotomus perniciosus nigerrimus* (Newstead, 1911) : p. 78.
- Phlebotomus perniciosus nitzulescui* Simitch, 1932 : p. 73.
- Phlebotomus perniciosus tobbi* Adler, Theodor et Lourie, 1930 : p. 78, 81, 82.
- Phlebotomus roubaudi* Newstead, 1913 : p. 68.
- Phlebotomus sergenti* Parrot, 1917 : p. 21, 28, 55, 58, 69, **72**, 73, 168, 179.
- Phlebotomus sergenti saevus* Parrot et Martin, 1939 : p. 72.
- Phlebotomus signatipennis* Newstead, 1920 : p. 59, 60.
- Phlebotomus squamipleuris dreyfussi* Parrot, 1933 : p. 60.
- Phlebotomus theodori* Parrot, 1942 : p. 60.
- Phlebotomus tobbi* (Adler, Theodor et Lourie, 1930) : p. 81, 82.
- Phlebotomus vesuvianus* Adler et Theodor, 1931 : p. 73.
- Phillyrea* L., 1754 : p. 173.
- Pinus laricio* Poiret, 1804 : p. 117.
- Piroplasma* sp. : p. 158.
- Prophlebotomus* França et Parrot, 1921 : p. 21.
- Quercus ilex* L., 1753 : p. 89, 118, 172, 173.
- Quercus mirbeckii* Durieu, 1847 : p. 89.
- Quercus pubescens* Willd., 1796 : p. 172, 173.
- Quercus sessiliflora* : p. 173, 183.
- Quercus suber* L., 1753 : p. 66, 89.
- Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1769) : p. 156, 157.
- Rattus rattus* (L., 1758) : p. 114, 156, 157, 158.
- Rhinolophus* sp. : p. 114.
- Rhipicephalus sanguineus* Latreille, 1804 : p. 20, 173.
- Rictularia proni* Seurat, 1915 : p. 123.
- Sciurus vulgaris* L., 1758 : p. 156, 175.

- Sergentomyia* França et Parrot, 1920 : p. 21, 23, 28, 59.
Sergentomyia africana (Newstead, 1912) : p. 59.
Sergentomyia antennata (Newstead, 1920) : p. 60.
Sergentomyia arpaklensis (Perfiliew, 1933) : p. 179.
Sergentomyia clydei (Sinton, 1928) : p. 60.
Sergentomyia dreyfussi (Parrot, 1933) : p. 60.
Sergentomyia fallax (Parrot, 1921) : p. 60.
Sergentomyia grekovi (Khodukin, 1929) : p. 71.
Sergentomyia minuta minuta (Rondani, 1843) : p. 12, 21, 28, 30, 33, 39, 40, 41, 42, 44, 53, 54, 55, 56, 59, 63, 68, 71, 86, 88, 117, 122, 165, 168.
Sergentomyia minuta parroti (Adler et Theodor, 1927) : p. 60, 61, 63, 66, 68, 106, 168.
Sergentomyia squamipleuris (Newstead, 1912) : p. 60.
Sergentomyia theodori (Parrot, 1942) : p. 60.
Sintonius Nitzulescu, 1931 : p. 60.
Tarentola mauritanica (L., 1758) : p. 66, 155, 158.
Trypanosoma sp. : p. 141, 158.
Trypanosoma blanchardi Brumpt, 1905 : p. 158.
Trypanosoma lewisi (Kent, 1880) : p. 158.
Trypanosoma pestanai Bettencourt et França, 1905 : p. 158.
Trypanosoma cf. *platydactyli* (Catouillard, 1901) : p. 158.
Vulpes pallida Cretzschmar, 1826 : p. 128.
Vulpes vulpes (L., 1758) : p. 114, 128, 156, 157, 158.



ÉTAGES DE VÉGÉTATIONS

(d'après P. REY)

CORRÉLATIONS AVEC LA DENSITÉ DU VECTEUR *Phlebotomus ariasi*
ET LES TYPES ÉPIDÉMIOLOGIQUES DE LEISHMANIOSES

Etages de végétations	Densités de <i>Phlebotomus ariasi</i>	Types épidémiologiques
Chêne pubescent (<i>Quercus pubescens</i>)	Élevée	Leishmaniose stable
Chênaie mixte (<i>Q. ilex</i> et <i>Q. pubescens</i>)		
Chêne vert (<i>Quercus ilex</i>)	Moyenne	Leishmaniose instable
Pin d'Alep (<i>Pinus halepensis</i>)		
Chêne pédonculé (<i>Quercus pedunculata</i>)		
Chêne sessile (<i>Quercus sessiliflora</i>)	Faible	Leishmaniose sporadique
Pin sylvestre (<i>Pinus sylvestris</i>)		
Hêtre (<i>Fagus sylvatica</i>)		
Aulnaie (<i>Aulus glutinosa</i>)		
Végétation halophile	± 0	Leishmaniose importée

- I Foyer de l'Ardèche
- II Foyer de la Cèze et des Gardons
- III Foyer de l'Hérault
- IV Foyer de l'Orb
- V Foyer du Tarn

INDEX ICONOGRAPHIQUE DES ESPÈCES

- Apodemus sylvaticus* (L., 1758) : fig. 99.
- Babesia missirolii* Biocca et Corradetti, 1952 : fig. 97.
- Entomophthora* sp. : fig. 84, 85.
- Hepatozoon canis* (James, 1905) : fig. 90.
- Leishmania donovani* (Laveran et Mesnil, 1903) : fig. 92, 93.
- Mastophorus muris* (Gmelin, 1790) : fig. 82.
- Phlebotomus ariasi* Tonnoir, 1921 : fig. 10, 12, 13, 14, 16, 17, 19, 24, 36, 37, 51, 58, 59, 60, 61, 62, 62 bis, 62 ter, 63, 65, 66, 67, 68, 69, 70, 71, 72, 73, 74, 75, 76, 77, 79, 80, 82, 83, 104, 108, 109.
- Phlebotomus bergeroti* (Parrot, 1934) : fig. 45, 46.
- Phlebotomus duboscqi* Neveu-Lemaire, 1906 : fig. 45, 46.
- Phlebotomus mascittii* Grassi, 1908 : fig. 14 bis, 17, 37, 49, 51.
- Phlebotomus papatasi* (Scopoli, 1786) : fig. 14, 17, 36, 37, 45, 46, 48.
- Phlebotomus perfiliewi* Parrot, 1930 : fig. 80.
- Phlebotomus perniciosus* Newstead, 1911 : fig. 12, 14, 17, 37, 51, 54, 54 bis, 55, 56, 57, 59, 60, 74, 77, 104.
- Phlebotomus perniciosus tobbi* Adler, Theodor et Lourie, 1930 : fig. 51, 52, 53.
- Phlebotomus sergenti* Parrot, 1917 : fig. 14 bis, 17, 36, 37.
- Sergentomyia minuta minuta* (Rondani, 1843) : fig. 11, 14 bis, 17, 24, 36, 37, 38, 39, 40, 41, 42, 43, 44, 75, 104.
- Sergentomyia minuta parroti* (Adler et Theodor, 1927) : fig. 39, 44.
- Trypanosoma pestanai* Bettencourt et França, 1905 : fig. 98.

TABLE DES MATIÈRES

	Page
PRÉFACE	7
AVANT-PROPOS	9
INTRODUCTION	13
LES VECTEURS	19
MORPHOLOGIE GÉNÉRALE ET MÉTHODES D'ÉCHANTILLONNAGE DES <i>Phlebotominae</i>	21
— Rappel morphologique	22
— Méthodes d'échantillonnage	30
IDENTIFICATION DES <i>Phlebotominae</i> DE FRANCE	53
— Techniques de montage	53
— Clés dichotomiques des espèces françaises de <i>Phlebotominae</i>	55
ANALYSE SYSTÉMATIQUE ET ÉCOLOGIQUE DES ESPÈCES FRANÇAISES DE <i>Phlebotominae</i>	59
— <i>Sergentomyia (Sergentomyia) minuta</i> (RONDANI, 1843) ..	59
- Identification	61
- Malformation	63
- Chorologie	63
- Ethologie	65
- Parasitisme	68
— <i>Phlebotomus (Phlebotomus) papatasi</i> (SCOPOLI, 1786) ..	68
- Identification	69
- Répartition française	71
- Ethologie	71
— <i>Phlebotomus (Paraphlebotomus) sergenti</i> PARROT, 1917 .	72
— <i>Phlebotomus (Adlerius) mascittii</i> GRASSI, 1908	73
- Identification	74
- Chorologie	75
- Ethologie	77
— <i>Phlebotomus (Larrousius) perniciosus</i> NEWSTEAD, 1911 .	78
- Identification	82
- Chorologie	82
- Ethologie	86

ÉPIDÉMIOLOGIE DES LEISHMANIOSES	223
— <i>Phlebotomus (Larroussius) ariasi</i> TONNOIR, 1921	88
- Identification	89
- Malformation	96
- Chorologie	99
- Ethologie	105
- Parasitisme	122
LES HÔTES VERTÉBRÉS	127
LE CHIEN, « RÉSERVOIR DOMESTIQUE »	130
— Méthodes de dépistage	130
— Localisation géographique	148
— « Classes sociales » et prévalence de la leishmaniose canine	152
DÉPISTAGE DES « RÉSERVOIRS SELVATIQUES »	155
SYNTHÈSE ÉPIDÉMIOLOGIQUE	163
INDIVIDUALISATION DE L'ESPÈCE VECTRICE	165
DÉLIMITATION DU FOYER LEISHMANIEN CÉVENOL	183
COROLLAIRES PROPHYLACTIQUES	187
BIBLIOGRAPHIE	189
INDEX ALPHABÉTIQUE DES GENRES ET ESPÈCES CITÉS	217
INDEX ICONOGRAPHIQUE DES ESPÈCES	221

IMPRIMERIE LOUIS-JEAN - 05 - GAP

Publications scientifiques
et littéraires

Dépôt légal n° 319 - 1969

INSTITUT NATIONAL DE LA SANTÉ
ET DE LA RECHERCHE MÉDICALE

3, RUE LEON-BONNAT, 3

P A R I S - X V I °

—— 288-32-84 ——