

NOTES ET INFORMATIONS

Redécouverte de *Scaphanocephalus expansus* (Creplin 1842) [*Trematoda* : *Heterophyidae*].

Lors d'une visite à Neuchâtel (Suisse), M. Louis Euzet eut l'amabilité de nous remettre trois exemplaires de ce Ver (Tr. 201), récoltés à Sète (France) dans l'intestin d'un Balbuzard pêcheur, *Pandion h. haliaetus* (L.), hôte-type de l'espèce. En raison de l'aplatissement de ces spécimens, nous ne pouvons en donner qu'une description relativement exacte (1) :

Corps malléiforme : longueur, 4,65-4,76 mm. (5 mm.) ; largeur au niveau des expansions aliformes, 2,73-3,29 mm. (3,2 mm.). Ventouse buccale : 138/125 μ (128/96 μ) ; pharynx : 81-95/78-85 μ (80/60 μ). Prépharynx court : 37-42 μ ; œsophage : 180 μ . Cæca étroits, limitant antérieurement les glandes vitellogènes, puis les traversant en direction de l'atrium génital, pour les confiner latéralement dans la portion cylindrique du corps, où les gonades et l'utérus occupent le champ médian. Ovaire multilobé, allongé transversalement : 270-380/700-870 μ (160/400 μ) ; testicules branchus, l'antérieur : 440-690/1.270-1.300 μ , le postérieur : 580-840/1.150-1.270 μ (480-560/740-860 μ). Œufs : 22-40/16-20 μ ; moyenne : 29/17 μ (27/16 μ).

Scaphanocephalus expansus a été retrouvé dans les Iles britanniques, au Golfe de Suez et en Egypte. G.-L. Hoffman (1953) le signale en Amérique du Nord (Iowa), chez *Pandion haliaetus carolinensis* (Gmelin).

La forme immature de ce Trématode a été trouvée par Tubangui (1933) et par Yamaguti (1942), enkystée dans les nageoires et sous les écailles de Poissons marins. Tubangui l'a décrite sous le nom de *Scaphanocephalus adamsi*, et Yamaguti sous l'appellation « *Scaphanocephalus larva* ».

Scaphanocephalus australis S.-J. Johnston 1916, de *Haliaeetus leucogaster* (Gmelin), se distinguerait de *S. expansus* par sa taille plus petite (3-3,25/2,2 mm.), sa ventouse buccale et son pharynx un peu plus grands (134/107 μ et 96/75 μ respectivement) et ses testicules non profondément lobés, ayant l'aspect de « fairly solid bodies, with their surfaces marked into low ridges by shallow grooves ».

(1) Les mesures de la redescription de L. A. Jägerskiöld (1904) figurent entre parenthèses.

Yamaguti (1958) a créé une nouvelle sous-famille (*Scaphanocephalinæ*) pour le seul genre *Scaphanocephalus* Jägerskiöld 1904, qui s'oppose aux autres Hétérophysidés par les expansions aliformes de la région antérieure du corps (cf. *op cit.*, p. 699 et 709).

Georges DUBOIS.

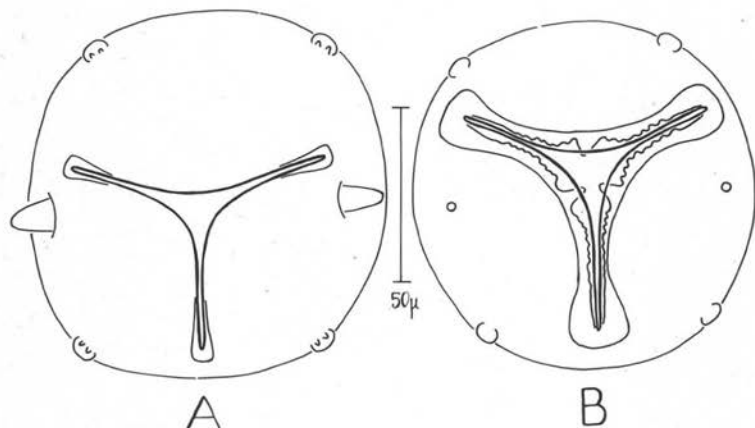
BIBLIOGRAPHIE

- HOFFMAN (G. L.), 1953. — *Scaphanocephalus expansus* (Crepl.), a Trematode of the Osprey, in North America. *J. Parasit.*, 39 (5), 568.
- JÄGERSKIÖLD (L. A.), 1904. — *Scaphanocephalus expansus* (Crepl.), eine genitalnapftragende Distomide. *Results of the Swedish Zoological Expedition to Egypt and the White Nile 1901*, Part I, 16 p., 1 pl. et 3 fig. dans le texte.
- JOHNSTON (S. J.), 1916. — On the Trematodes of Australian Birds. *J. Proc. Roy. Soc. N. S. Wales*, 50, 187-261, pl. IX-XIX et 10 fig. dans le texte.
- TUBANGUI (M. A.), 1933. — Trematode parasites of Philippine Vertebrates, VI. Descriptions of new species and classification. *The Philip. J. Sci.*, 52, 167-197, pl. I-VI.
- YAMAGUTI (S.), 1942. — Studies on the Helminth Fauna of Japan. Part 38. Larval Trematodes of Fishes. *Japan. J. Med. Sci. VI. Bacter. and Parasit.*, 2 (3), 131-160, pl. V-VI et 8 fig. dans le texte.
- *Systema Helminthum*. Vol. I. The Digenetic Trematodes of Vertebrates. Part I-II, 1575 p., 106 pl., New-York-London.
-

Sur la position systématique des *Schneidernematinae* (Nematoda).

L'*Ascaris retusa* Rudolphi 1819, après avoir été placé dans le genre *Heterakis* par Schneider (1866), fut étudié en détail par Travassos (1926) qui en fit le type du nouveau genre *Schneideria*, renommé *Schneidernema* en 1927, car le premier nom était préemployé. La description fut reprise en 1940 par Araujo, puis le genre fut isolé dans une famille particulière par Freitas en 1956.

Plus récemment, l'un de nous (Inglis 1958), en redécrivant une espèce placée dans le genre *Paraspidodera*, créa le nouveau genre *Morgascaridia* en insistant sur ses affinités avec *Schneidernema*.



A : *Schneidernema retusa*. Tête, vue apicale.

B : *Morgascaridia sellsi*. Tête, vue apicale.

Schneidernema a toujours, jusqu'à maintenant, été considéré, soit comme un *Heterakidæ*, soit comme le type d'une famille particulière proche des *Heterakidæ*, soit comme un *Ascaridiidæ*.

Les structures céphaliques de ces deux genres sont comparables (1). Il y a une bouche plutôt triradiée que triangulaire, mais les lèvres sont très petites. Chez *Morgascaridia* (fig. A), les amphides sont très saillantes, les quatre papilles submédianes nettement doubles. Chez *Schneidernema* (fig. B), les spécimens sont colorés et il n'est pas possible de voir si les papilles sont simples ou doubles. Dans les deux cas, les papilles ventrolatérales ne sont pas perceptibles. Cette structure céphalique, jointe à l'œsophage court et sans appareil valvulaire, évoque la famille des *Seura-*

(1) Nous remercions vivement le Dr G. Hartwich du Zoologischen Museum der Humboldt-Universität à Berlin, et le Dr J. F. Teixeira de Freitas à l'Institut Oswaldo Cruz au Brésil, grâce à qui nous avons pu étudier ces spécimens.

tidæ telle qu'elle a été récemment redéfinie (Chabaud, Campana-Rouget et Brygoo 1959).

En dehors de la musculature, qui nous paraît plutôt coelomyaire, que platymaire, tous les éléments morphologiques cadrent bien avec la définition de la super-famille *Seuratoidea*, et de la famille *Seuratinæ* (cf. Chabaud, Campana-Rouget et Brygoo 1960).

Il nous semble donc que les *Schneidernematinæ* peuvent être placés à côté de la sous-famille *Seuratinæ*, comme une septième sous-famille de *Seuratinæ*. Ils se différencient facilement des *Seuratinæ* par l'existence d'une ventouse précloacale chez le mâle et par le fait que les œufs ne sont pas embryonnés.

Nous proposons pour définition :

Schneidernematinæ Freitas 1956.

Seuratinæ : Bouche triradiée avec lèvres peu développées. Capsule buccale faible pouvant cependant être armée d'une denticulation. 4 papilles céphaliques doubles. Œsophage simple, très court, enflé postérieurement avec différenciation pharyngée. Ailes latérales présentes ou absentes. Queue courte. Mâle avec ventouse précloacale, gubernaculum assez petit, et 2 spicules égaux. Femelle avec vulve prééquatoriale. Œufs non embryonnés. Parasites de Mammifères.

Genres : *Schneidernema* Travassos 1927 et *Morgascaridia* Inglis 1958.

William G. INGLIS et Alain-G. CHABAUD.

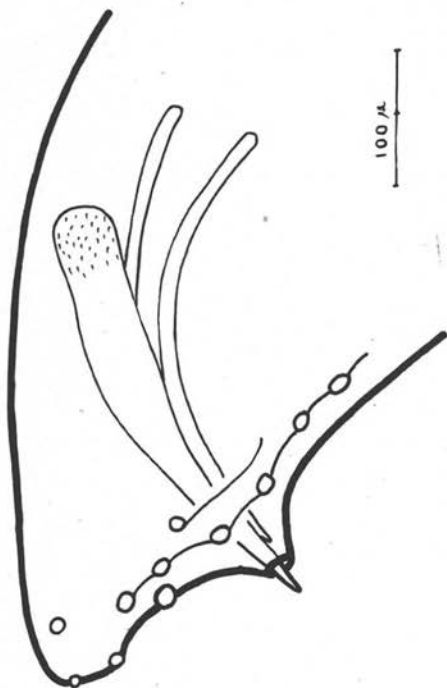
REFERENCES

- ARAUJO (T. L.), 1940. — Redescricao e novos Hospedeiros de « *Schneidernema retusa* (Rud., 1819) Trav., 1927 ». *Arq. Inst. Biol. São Paulo*, XI, 17-20.
- CHABAUD (A. G.), CAMPANA-ROUGET (Y.) et BRYGOO (E. R.), 1959. — Les Nématodes *Seuratoidea* nov. sup. fam., et l'origine des *Spirurida*. *C.R. Acad. Sc.*, CCXLVIII, 1449-1451.
- — —, 1960. — Les Nématodes *Seuratoidea*. *Ann. Parasit.*, XXXV, p. 315.
- FREITAS (J. F. Teixeira de), 1956. — Notas sobre « *Heterakidae* » Railliet et Henry, 1914. *Rev. Brasil. Biol.*, XVI, 461-482.
- INGLIS (W. G.), 1958. — A redescription of the Nematode *Paraspidodera sellsi* Morgan, 1927 and its Removal to a new genus *Morgascaridia*. *J. Helminth.*, XXXII, 65-72.
- RUDOLPHI (C. A.), 1819. — *Entozoorum synopsis cui accedunt mantissa duplex et indices locupletissimi*. Berlin.
- SCHNEIDER (A.), 1866. — *Monographie der Nematoden*. Berlin.
- TRAVASSOS (L.), 1926. — *Ascaris retusa* (Rudolph, 1819). *Bol. Biol.*, IV, 87-93.

Seuratinema Johnston et Mawson 1941, synonyme de *Skrjabinema* Gnédina 1933.

Dans une récente lettre, le Docteur Chabaud m'a fait remarquer que le genre *Seuratinema*, proposé pour trois espèces récoltées chez des Oiseaux australiens, se rapproche du genre *Skrjabinema* proposé pour *S. spiralis* parasite d'un Oiseau russe. Les deux genres ne se différencient que par la présence (*Skrjabinema*) ou l'absence (*Seuratinema*) de gubernaculum. Un nouvel examen du matériel-type montre que pour les deux espèces où le mâle est connu le gubernaculum est en réalité présent.

Nous devons donc mettre *Seuratinema* Johnston et Mawson en synonymie avec *Skrjabinema* Gnédina, et les trois espèces qui lui ont été attribuées deviennent : *Skrjabinema brevicaudatum* (Johnston et Mawson), *S. pomatostomi* (Johnston et Mawson), et *S. magnum* (Johnston et Mawson).



Skrjabinema brevicaudatum (Johnston et Mawson).
Extrémité postérieure du mâle, vue latérale.

Dans le cas de *S. brevicaudatum* (fig. 1), il y a deux spicules minces, longs de 290 μ , et un fort gubernaculum long de 310 μ , dont la tête est

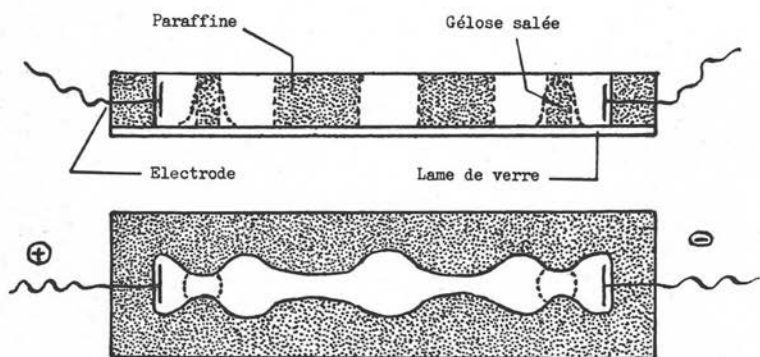
grosse et l'extrémité arrondie. Dans le cas de *S. pomatostomi*, le seul mâle récolté est si épais et en si mauvais état, par suite d'une trop longue conservation, qu'il est presque impossible de l'éclaircir convenablement. Cependant, la vue ventrale nous permet de distinguer les pointes des deux spicules et du gubernaculum émerger hors du cloaque. La queue du mâle de *S. brevicaudatum* porte, outre ce qui a été décrit dans le travail original, une paire supplémentaire de papilles placée dorso-ventralement près de son extrémité. Pour la troisième espèce, *S. magnum*, nous n'avons qu'une seule femelle, épaisse et mal conservée ; mais, de même que la femelle de *S. pomatostomi*, elle montre « un mouvement en spirale selon l'axe longitudinal », comme l'a décrit Gnédina pour *S. spiralis*. La queue des femelles de ces deux espèces est en très mauvais état, de sorte qu'on ne peut pas préciser la situation de l'anüs.

Il serait nécessaire d'obtenir d'autres vues ventrales de ces espèces australiennes, mais les hôtes que nous avons examinés dans l'espoir d'avoir un nouveau matériel ont été négatifs.

Patricia M. Mawson.

Galvanotaxie chez la larve de *Strongyloïdes stercoralis* Bavay, 1876.

De nombreuses espèces, situées à des niveaux divers de l'échelle zoologique, sont sensibles à l'action taxique du courant électrique. L'animal, par un mécanisme intime encore mal connu, voit ses mouvements orientés de telle sorte qu'il est obligatoirement entraîné, soit vers l'anode, soit vers la cathode (Verworn, 1899). Le sens même de la galvanotaxie n'est pas lié à l'espèce. En effet, il peut parfois être inversé à la suite de modification d'intensité du courant électrique (Wallengren, 1903). Des phénomènes de galvanotaxie ont ainsi été observés chez les protozoaires (*in* Jennings, 1905). Certains auteurs (Masson et coll., 1952) ont même pu opérer la séparation des différentes espèces de ciliés vivant associées dans la panse du mouton. Ces micro-organismes, en effet, migrent de l'anode à la cathode à des vitesses différentes selon les espèces (les holotriches, en règle générale, migrant plus vite que les oligotriches).



Chez les métazoaires, un certain nombre d'études ont été effectuées, notamment sur les crustacés inférieurs : les copépodes (Nagel *in* Paulsen, 1905), les brachiopodes (*Daphnia*) et ostracodes (*Cypris*) (Paulsen, 1905). Même parmi les vertébrés, cette galvanotaxie existe chez certains animaux aquatiques (poissons, entre autres) et a été mise à profit dans la technique de la pêche dite « électrique ».

Chez de nombreux helminthes, des tropismes divers ont été observés (géo-, hygro-, thigmo-, thermo-, histotropismes, etc...) (Fülleborn, 1924). En ce qui concerne plus particulièrement le galvanotropisme, la larve de l'ankylostome, entre autres, présenterait un tropisme négatif (*in* Brumpt, 1949).

Nous avons pensé qu'il y avait peut-être là une possibilité de mise en évidence, par concentration galvanotaxique, des agents particulièrement

mobiles de certaines helminthiases (larves d'anguillules dans les fécès, microfilaires dans le sang, furcocercaires dans l'eau, etc.).

Nos essais (préliminaires) ont été effectués sur des larves de *Strongyloides stercoralis*. Celles-ci furent obtenues par coproculture : la matière fécale est simplement étalée dans une grande boîte de Petri, en une couche d'une épaisseur d'un centimètre environ, et maintenue pendant quarante-huit heures en étuve humide à 27° C. La coproculture est ensuite laissée pendant douze heures à la dessiccation partielle (formation d'une croûte solide superficielle). Elle est enfin couverte de quelques millimètres d'eau pendant quelques heures, ce qui provoque la montée des larves en surface. La couche aqueuse est versée dans un verre à pied et laissée à sédimenter pendant quelques minutes. Les larves sont prélevées à la pipette dans le fond du verre et déposées dans la cavité centrale d'une cellule constituée comme il est figuré sur le schéma. Cette cellule est formée d'une couche de paraffine de 0,50 centimètre d'épaisseur, coulée sur une lame de verre (à préparation microscopique normale) et creusée de cinq compartiments cylindriques alignés et réunis par d'étroites gouttières. Deux fils de platine dont l'extrémité est enroulée en spirale aplatie constituent les électrodes aux deux bouts de la cellule. De chaque côté, une petite barrière de gélose salée est coulée dans la gouttière réunissant les deux compartiments latéraux. Perméable au courant électrique, elle a pour but d'isoler l'électrode et d'empêcher la soude et l'eau de chlore formées avec dégagements gazeux de diffuser dans les cavités réservées aux larves et d'intoxiquer celles-ci. Les cinq compartiments sont emplis de sérum physiologique additionné d'un peu de solution-tampon de pH 7.

Les larves d'anguillule sont alors déposées, avec une pipette effilée, dans le fond du compartiment central. Le circuit électrique est fermé. Sous l'action du courant, toutes les larves s'orientent immédiatement parallèlement au champ électrique et commencent à migrer. Suivant l'intensité et le voltage du courant utilisé, et en fonction de la mobilité des larves (conditionnée par l'état de la coproculture), celles-ci se retrouvent plus ou moins vite dans le compartiment latéral précédant celui où se trouve la cathode. Cette migration est facile à suivre à la loupe binoculaire.

Après un certain nombre d'essais ayant eu pour but de préciser les conditions expérimentales les plus favorables, nous avons adopté un courant de 2,5 milli-ampères sous 20 volts. Trois essais furent alors effectués, avec 22, 40 et 28 larves. De celles-ci, 16, 34 et 27 furent retrouvées dans le compartiment cathodique respectivement : neuf minutes, huit minutes et quatre minutes après leur dépôt au centre de la cellule.

Nous avons ensuite augmenté l'intensité du courant pour rechercher une éventuelle inversion du sens de migration (voir plus haut). Mais ceci ne fit qu'immobiliser et rapidement tuer les larves.

BIBLIOGRAPHIE

- BRUMPT (E.), 1949. — *Précis de Parasitologie*, Masson éd., Paris.
- FÜLLEBORN (F.), 1924. — Ueber « Taxis » (Tropismus) bei *Strongyloïdes*- und Ankylostomen larven (Vorläufige Mitteilung). *Arch. f. Schiffs u. Trop. Hyg.*, 28, p. 144.
- JENNINGS (A. S.), 1905. — *Behaviour of lower organisms*. Carnegie Institution Publications, n° 16, Washington.
- MASSON (M. J.), IGGO (A.), REID (R. S.) et MANN (G. F.), 1952. — Galvanotropic fractionation of rumen ciliates. *J. R. micr. Soc.*, 72, p. 67.
- NAGEL. — in PAULSEN, 1905.
- PAULSEN (J.), 1905. — Ueber die Galvanotaxis der Entomostraken. *Zool. Anzeig.*, 29, p. 238.
- VERWORN (M.), 1899. — *General Physiology*. Londres, 1^{re} éd., p. 455.
- WALLENGREN, 1903. — Zur Kenntnis der Galvanotaxis. *Zeitschr. f. allgem. Physiologie*, 11, p. 341.

*Laboratoire de Parasitologie et Zoologie appliquée
de la Faculté de Médecine et de Pharmacie de Rennes.*

Cinquantième anniversaire de *The Helminthological Society of Washington* (1910-1960), le samedi 8 octobre 1960, University of Maryland, Student Union, Campus Drive, College Park, Maryland. — Inscription générale : \$ 2.00. — Pour le banquet (\$ 5.00) et le lunch (\$ 1.50), s'inscrire de préférence avant le 15 septembre (chèques payables à : *50th Ann. Fund. Helm. Soc. of Wash.*, et adressés au Dr. John S. Andrews, Trésorier, 10314 Naglee Road, Silver Spring, Maryland).
