

seitlichen Saugnäpfe der Saugscheibe liegenden Drüsenzellen versorgt werden. Die Ampullen selbst sind nicht sekretorisch, wie es von OSBORN [2] für *Cotylaspis insignis* LEIDY, 1857 angenommen wird. Die Drüsenzellen bilden je einen dichten, aus Zellen mit kleinen Zellkernen und wenig Zytoplasma bestehenden Zellhaufen. Enge Drüsengänge verbinden ihn mit großen, transversalen Drüsengängen, die in den Basalteil der Ampullen münden. Die transversalen Drüsengänge bilden Querverbindungen mit den Ampullen der gegenüberliegenden Seite und sind durch eine Reihe von Längsgängen mit den benachbarten Quergängen verbunden. Jede Ampulle ist von

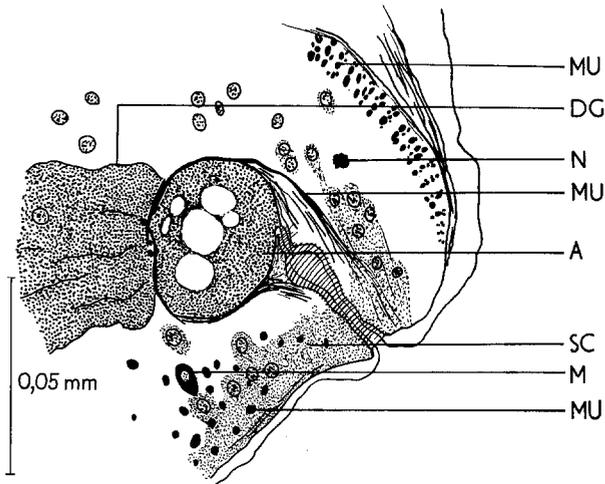


Fig. 1. Querschnitt durch Endabschnitte einer Randdrüse. MU = Muskeln, DG = Transversaler Drüsengang der Randdrüse, N = Nerv, A = Ampulle der Randdrüse, SC = Subkutikula, M = Muköse Zelle

Bindegewebe und Muskelfasern umgeben und steht durch einen engen Gang mit einem Ausführungsgang in Verbindung, dessen Öffnung ventrolateral zwischen zwei seitlichen Saugnäpfen liegt (Fig. 1). Ausführungs- und Verbindungsgänge sind von Ringmuskeln umgeben. Ein kleiner Längsnerv verläuft seitlich neben jeder Ampulle und einige weitere Nervenfasern können nahe den Ampullen nachgewiesen werden. Die Innervation ist jedoch nicht stärker als in anderen Teilen der Saugscheibe und viel schwächer als zum Beispiel in dem im Parenchym liegenden Septum. Sie läßt daher keinen Schluß auf eine Sinnesfunktion der Ampullen zu. Da die Randkörper anderer Arten morphologisch ähnlich sind, ist eine entsprechende Funktion als Speicherorgane für Drüsensekret auch bei ihnen wahrscheinlich. Durchgeführt mit Unterstützung der Deutschen Forschungsgemeinschaft.

Eingegangen am 29. Juli 1966

[1] LOOSS, A.: Zool. Jb., Abt. System., Ökol. u. Geogr. 16, 411—894 (1902). — [2] OSBORN, H. L.: Zool. Jb., Abt. Anat. u. Ontog. Tiere 21, 201—242 (1904). — [3] DOLLFUS, PH.: Ann. parasitol. humaine et comparée 33, 305—395 (1958). — [4] STUNKARD, H. W.: Ill. Biol. Monogr. 3, 283—394 (1917). — [5] CHENG, TH. C.: The Biology of Animal Parasites, vol. 214, p. 820—822. Philadelphia and London: W. B. Saunders Co. 1964. — [6] РОИДЕ, К.: Nature 211, 820—822 (1966).

Tagesperiodische Schlüpfrythmik einer augenlosen *Drosophila melanogaster*-Mutante

WOLFGANG ENGELMANN und HANS WILLY HONEGGER
Botanisches Institut der Universität, Tübingen

Das Schlüpfen der *Drosophila*-Fliegen aus dem Puparium zeigt eine ausgeprägte Tagesrythmik, die hauptsächlich vom Licht gesteuert wird [1]. Über den Perzeptionsort liegen unseres Wissens für *Drosophila* noch keine Untersuchungen vor. Wir haben deshalb die zeitliche Verteilung der Schlüpftrate einer augenlosen Mutante *Drosophila melanogaster sensa oculi* [2] mit der der Wildform verglichen. Die Kulturen wurden in der üblichen Weise bei 25 °C im 12:12 Licht-Dunkel-Wechsel (300 Lux weißes Leuchtstoffröhrenlicht) aufgezogen. Die Schlüpftrate wurde im Licht-Dunkel-Wechsel sowie im anschließenden Dauerdunkel bestimmt (Fig. 1). Auch die augenlosen

Tiere der Mutante [3] zeigen also ein tagesperiodisches Schlüpfen, dessen Phasenlage wie in der Wildform von der Lage der Lichtperiode bestimmt wird. Allerdings liegt das Schlüpfmaximum zu Beginn der Lichtperiode etwas später als bei der Wildform und ist weniger stark ausgeprägt.

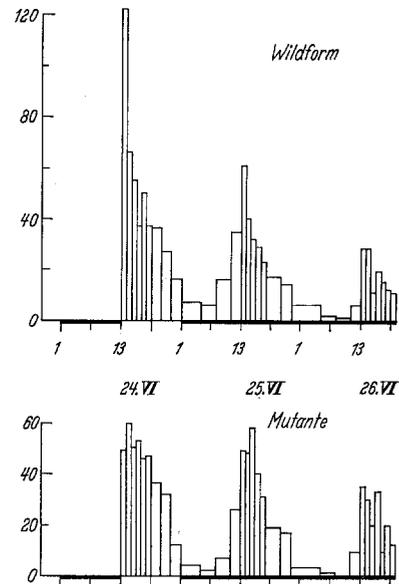


Fig. 1. Ordinate: Zahl der geschlüpften Tiere pro Stunde. Abszisse: Zeit in Stunden. Lichtperiode jeweils von 13 Uhr bis 1 Uhr nachts. Nach der letzten Lichtperiode Dauerdunkel. Im Falle der Mutante sind nur die völlig ommatidien-losen Tiere berücksichtigt.

Nach WILLIAMS und ADKISSON wird der photoperiodische Reiz zur Induktion und Termination der Diapause bei *Antheraea pernyi* direkt vom Gehirn perzipiert [4]. Zu gleichen Ergebnissen kam CLARET an *Pieris brassicae* [5] und LEES an *Megoura viciae* [6]. Ob auch im vorliegenden Falle das Gehirn direkt Perzeptionsort des tagesperiodischen Schlüpfens steuert, sollen begonnene Untersuchungen zeigen.

Eingegangen am 7. Juli 1966

[1] PITTENDRIGH, C. S., in: Circadian clocks. Amsterdam: North Holland Publ. Co. 1965. — [2] Die Mutante wurde uns freundlicherweise von Dr. Götz, Max-Planck-Institut für Kybernetik, Tübingen, zur Verfügung gestellt. — [3] Etwa 50 % der Mutante besitzen noch Ommatidienreste. Das Auszählen der geschlüpften Tiere erfolgte daher unter dem Binokular. [4] WILLIAMS, C. M., u. P. L. ADKISSON: Biol. Bull. 127, 511—525 (1964). — [5] CLARET, J.: Compt. rend. 262, 1464—1465 (1966). — [6] LEES, A. D.: J. Exptl. Biol. 41, 119 (1964).

Wirkung osmotischer Belastung auf den Krallenfrosch *Xenopus laevis*

LUDWIG SPANNHOF

Zoologisches Institut der Universität, Rostock

Krallenfrösche leben normalerweise im Süßwasser. Sie ertragen jedoch Belastungen mit NaCl-Lösungen als Badeflüssigkeit oder bei Injektion in die Lymphbahn [1]. In der Niere der im Süßwasser lebenden Tiere finden sich in deren Überleitungsstücken sog. Flaschenzellen, die mit sauren Mukopolysacchariden angefüllt sind. Diese werden an das Lumen der Nephronabschnitte abgegeben [2, 3]. Über die Bedeutung der Mukopolysaccharide sowie der Flaschenzellen existieren nur Vermutungen.

Belastet man Krallenfrösche über Monate hinweg mit NaCl-Lösungen bis zu 0,214 M (1,25%), dann verschwinden allmählich die Mukopolysaccharide aus den Flaschenzellen, deren Kerne schwellen jedoch an (Fig. 1a u. b). Bringt man Larven (ab Stadium 52 nach NIEUWKOOP [4]) in 0,107 bis 0,214 M NaCl-Lösungen, so können sie sich hierin weiterentwickeln und auch metamorphosieren. Bei diesen Tieren ist 7 Monate nach Versuchsbeginn nur sehr wenig Mukopolysaccharid in den Flaschenzellen zu finden. Unter der Wirkung des stark hypertonen Außenmediums wird das Mukopolysaccharid