

Die Stange lässt sich in den Lagern längsverschieben. Beliebige Flügelquerschnitte können dadurch in die Rauchebene geschoben und untersucht werden. Der andere Kasten dient der Beobachtung und Rauchfadenvermessung.

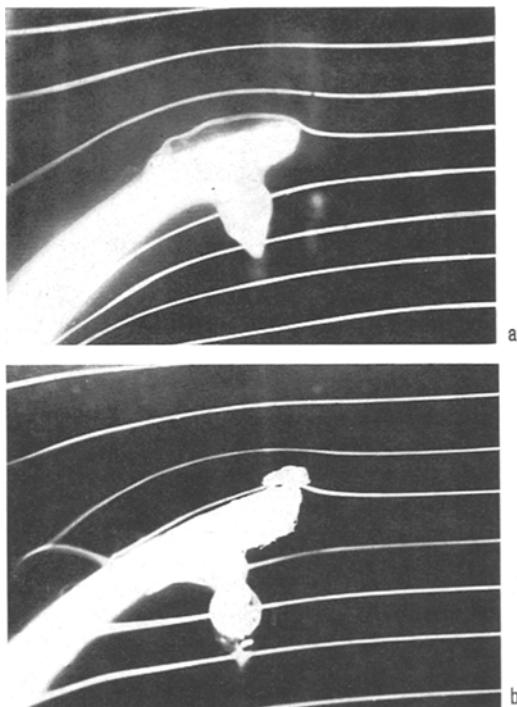


Fig. 2. Originalfotos eines umströmten Entenflügel-Schnitts bei angelegter a) und bei abgespreizter Alula b), beide Male bei $\alpha = 42^\circ$, Anströmung von rechts. Bei a) verwirbelt der Flügeloberseite nächste Rauchfaden nach Ablösung an der Vorderkante nach kurzer Laufstrecke. Bei b) läuft er durch den Spalt zwischen Alula und Flügel und liegt an. (Stärkere sekundäre Rauchumströmung bei b), da wegen der Überstrahlungsgefahr der Flügelschnitt schmäler gewählt werden musste.)

Die Rauchfäden werden dort beleuchtet, wo Beobachtungs- und Einstellkasten an die Kanalwand anschliessen. Verwendet wurde je eine über der Kanaldecke und unter dem Kanalboden angebrachte Jod-Quarz-Lampe (je 1 kW, 15 cm lange Röhrenform), die bei längerer Beobachtung durch Knopfdruck auf 2 leuchtschwächere Soffittenlampen umgeschaltet werden können (Figur 1, b). Das Sperrholz der Kanalwand wurde an diesen Stellen durch Glas ersetzt.

An die Beobachtungs- und Beleuchtungsstrecke schliesst sich die Ausgleichsstrecke mit dem Sauggebläse an (Synchron-Tangentiallüfter, Strömungsgeschwindigkeit bis 1,37 m/s; ersetzbar durch Tangentialgebläse, Strömungsgeschwindigkeit bis 3,2 m/s). Zur Variierung der Strömungsgeschwindigkeit dienen 2 Schieblehnen an der Ausblasöffnung des Kanals.

Messbeispiel. Figur 2, a und b zeigt einen Entenflügel, der mit diesem Kanal bei Anstellwinkeln zwischen -10° und $+60^\circ$ mit abgespreizter und mit angelegter Alula (Daumenfittich) mit jeweils der gleichen Windgeschwindigkeit angeblasen worden war. Es ergibt sich, dass die abgespreizte Alula bei Anstellwinkeln zwischen $+40^\circ$ und $+60^\circ$ das Abreissen der Strömung von der Flügeloberseite verhindert oder zum mindesten verzögert. Bei grossen Anstellwinkeln wirkt die Alula also als Hochauftriebserzeuger.

Summary. A smoke tunnel to analyze air flow around bird wings is described in detail.

B. KEMPF¹ und W. NACHTIGALL

Zoologisches Institut der Universität des Saarlandes, D-66 Saarbrücken (Deutschland), 4. Dezember 1969.

¹ Gegenwärtige Adresse: Verdistrasse 1, D-8906 Gersthofen.

An Electronic Switch for Massive Stimulation of Muscle

In studies of mechanical properties of muscle, it is usually desirable to excite all parts of the muscle preparation simultaneously so as to avoid artifacts arising from the propagation of excitation¹. This is accomplished by placing the muscle preparation longitudinally between 2 parallel platinum or silver-silver chloride plate electrodes surrounded by a suitable physiological solution^{1,2}. Excitation is effected by passing a brief pulse of electric current through the solution – a mode of excitation commonly known as massive stimulation.

This mode of stimulation requires high-current stimulators. This arises from the wide disparity between the impedance of the muscle cell membrane³ and the surrounding salt solution. While the impedance of the muscle cell membrane is approximately 4000 ohm/cm², that of the salt solution between the stimulating electrodes is usually less than 10 ohms^{2,4}. It is, therefore, necessary to pass a very high current through the salt solution in order to generate a potential drop across the muscle preparation sufficient to stimulate all its fibres. Currents as high as 5 amps have been found necessary in some instances². The available commercial stimulators, which have a maximum

current capacity of 0.10 amp, are therefore unsuitable for massive stimulation. A number of high-current devices have consequently been developed for the purpose of massive stimulation^{2,4}. Cost may, however, be a limiting factor in the use of these devices.

We have designed and built a low-cost transistorized electronic switch for the purpose of massive stimulation. This device has given excellent performance under conditions of frequent use for more than 1 year and is still in use. A schematic drawing of this switch is shown in the Figure.

This device has normally been used with a 36 V DC power supply consisting of three 12 V lead accumulators connected in series. It can, however, be used with a higher

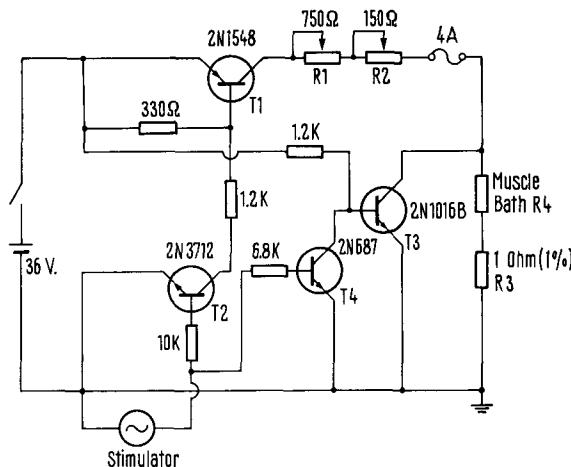
¹ D. E. S. BROWN and F. J. M. SICHEL, J. Cell comp. Physiol. 8, 315 (1936).

² S. M. ROSS and M. BRUST, J. appl. Physiol. 20, 354 (1965).

³ B. KATZ, *Nerve, Muscle and Synapse* (McGraw-Hill Inc., New York 1966), p. 47.

⁴ D. MOSTOFSKY and A. SANDOW, Electronics 24, 114 (1951).

or lower voltage DC power supply with appropriate alteration of the biasing resistors if necessary. Its operation is as follows: on arrival of a positive pulse greater than 5 V, T1 is turned on and T3 turned off; on the decay of the switching pulse, T1 is turned off and T3 turned on shorting the electrodes and thus reducing electrode polarization. The inclusion of T3 in this circuit also insures that any current leakages through T1 are largely shunted away



A schematic drawing of the electronic switch for massive stimulation described in the text.

from the muscle bath (R3). T2 and T4 are controlling transistors while R1 and R2 are series current regulators. The stimulus current is adjustable by means of these resistors from 40 mA to 4 amp. R4 is included to monitor current at a scale of 1 V per amp.

In conditions of constant operation, the current leakage across a 10 ohm resistor, substituted for the physiological salt solution, is less than 0.10 mA, which is too small to cause perceptible physiological changes in the muscle under investigation. The rise time of the output of the switch when operated with the output of a Grass S8 stimulator is 5 μ sec; and is thus identical with the rise time of the switching pulse⁵.

Zusammenfassung. Es wird ein schneller, transistorisierter Schalter für massive Muskelreizung beschrieben.

O. OKONG'O⁶, R. BECKER
and N. R. ALPERT

*Department of Physiology, and
Biophysics, Instrumentation and Model Facilities,
University of Vermont,
Burlington (Vermont, USA), 26 November 1969.*

⁵ This study was supported in part by USPHS Grant No. HE 10892-04.

⁶ Current address: Department of Medical Physiology, University College Nairobi, Nairobi (Kenya).

Verhalten des Eisenstoffwechsels unter experimentellem Stress. Methodik zur Bestimmung des «non-haem»-Eisens im Gewebe

Das nicht aus dem Haem-Molekül stammende Eisen im Gewebe wurde 1928 von STARKENSTEIN und WEDEN¹ mit heißer HCl extrahiert und die Farbreaktion mit Thiocyanat ausgelöst. Nach Einführung der Chromogene in die Diagnostik²⁻⁸ wurde die Ausarbeitung neuer und empfindlicherer Methoden möglich⁹⁻¹⁵, aber gleichgültig, mit welcher davon wir auch arbeiten, kommt es jedoch häufig vor, dass die erhaltenen Ergebnisse schlecht reproduzierbar sind¹⁰. Aufgrund unserer Erfahrungen beruht die Streuung der Ergebnisse hauptsächlich darauf, dass im Verlauf der Extraktion mehr oder weniger Haem-Eisen ebenfalls freigesetzt wird und die zum optimalen Ablauf der Farbreaktion nötige pH-Einstellung erschwert, sowie dass ausfallende Lipide die zu fotometrierende Farblösung eintrüben können.

Die im folgenden mitgeteilte Eisenbestimmung im Gewebe beseitigt die erwähnten Mängel. Die Extraktion erfolgt mit 4%iger heißer HCl, die Enteiweißung wird in ebenfalls heißem Milieu mittels Trichloressigsäure und die Farbreaktion mit sulfonierte Bathophenanthrolin durchgeführt.

Reagenzien, Lösungen, Ausführung. Sämtliche Reagenzien von p.a. Reinheitsgrad wurden in durch Glasdestillation eisenfrei gemachtem Aqua dest. gelöst. Die zu den Bestimmungen verwandte Glasware machten wir in 6 N HNO₃ eisenfrei. 10%ige HCl, 33%ige Trichloressigsäure, hergestellt aus redestillierter Substanz. «A-Lösung», 1% Askorbinsäure enthaltendes 0,4 M Na₂HPO₄ in 1 N NaOH, hergestellt unmittelbar vor Verbrauch. «B-Lösung», Bathophenanthrolindisulfonsäure als Di-Natriumsalz in 0,4 M Phosphatpuffer von pH 5,5. Die Sulfonation wurde nach WATKINS und BUTLER¹⁶ durchge-

führt. Das entstandene Di-Natriumsalz lösten wir in 10 ml Aqua dest. und stellten mit konzentrierter HCl auf pH = 5,5 ein. Diese Stammlösung wurde vor Verwendung mit 2,8%igem Na₂HPO₄ \times 2H₂O, 13,05%igem KH₂PO₄ und Aqua dest. im Verhältnis 1:1:4:4 versetzt. Die Phosphatlösungen machten wir nach JONES¹⁷ mit in redestilliertem Chloroform gelöstem 8-Hydroxychinolin eisenfrei. Farbreagens: Mischung von «A»- und «B»-Lösung im Verhältnis 1:2. Eisenstandard: 200 μ g Fe/100 ml in 6,6% Trichloressigsäure und 3,2% HCl enthaltender Lösung. Leerwert-Lösung wie Standard-Lösung, nur ohne Eisen.

- ¹ E. STARKENSTEIN und H. WEDEN, Klin. Wschr. 7, 1220 (1928).
- ² G. BARKAN und B. WALKER, J. biol. Chem. 135, 37 (1940).
- ³ H. JOSEPHS, J. Lab. clin. Med. 44, 63 (1954).
- ⁴ M. L. MOSS und M. G. MELLON, Ind. Eng. Chem. 14, 862 (1922).
- ⁵ R. E. PETERSON, Analyt. Chem. 25, 1337 (1953).
- ⁶ W. RAMSAY, Biochem. J. 53, 227 (1953).
- ⁷ A. SCHADE, J. OYAMA, R. REINHART und J. MILLER, Proc. Soc. exp. Biol. Med. 87, 443 (1954).
- ⁸ P. TRINDER, J. clin. Path. 9, 170 (1956).
- ⁹ G. BRÜCKMANN und S. G. ZONDEK, J. biol. Chem. 135, 23 (1940).
- ¹⁰ A. L. FOY, H. L. WILLIAMS, S. CORTELL und M. E. CONRAD, Analyt. Biochem. 18, 559 (1967).
- ¹¹ R. HILL, Proc. R. Soc., B. 107, 205 (1930).
- ¹² I. KALDOR, Austr. J. exp. Biol. 32, 795 (1954).
- ¹³ R. E. THIERS, Meth. biochem. Analysis 5, 273 (1957).
- ¹⁴ S. L. TOMPSETT, Biochem. J. 29, 480 (1935).
- ¹⁵ M. YONEYAMA und K. KONNO, J. biol. Chem., Japan 40, 377 (1953).
- ¹⁶ D. K. WATKINS und E. B. BUTLER, Clin. Chim. Acta 13, 449 (1966).
- ¹⁷ W. A. JONES, Biochem. J. 43, 429 (1948).