

## Extraokulare Steuerung des Farbwechsels bei Kaulquappen

Die Pigmentgrana subkutaner Melanophoren von Kaulquappen sind im Dunkeln geballt, bei Beleuchtung ausgebreitet<sup>1</sup>. Eine Ausnahme bilden die Schwanzflossenmelanophoren des Krallenfrosches, *Xenopus laevis*, deren Pigment im Licht konzentriert und im Dunkeln dispergiert ist<sup>2</sup>. Da auch geblendete Kaulquappen diesen lichtabhängigen Farbwechsel zeigen<sup>3,4</sup>, müssen die steuernden Lichtreize auf die Melanophoren entweder unmittelbar oder über extraokulare Photorezeptoren einwirken. Eine direkte Lichtempfindlichkeit isolierter Hautstücke konnte jedoch bisher nur bei den Schwanzflossenmelanophoren von *Xenopus laevis* nachgewiesen werden<sup>3,5</sup>. Entsprechende Versuche mit Hautstücken aus dem Kopf- und Rumpfbereich blieben ohne Ergebnis<sup>3,6</sup>. Zur Untersuchung der Funktionsweise des hiernach zu fordernden extraokularen Photorezeptors wurde die Beziehung zwischen Beleuchtungsstärke und Dispersionszustand der Pigmentkörner bei Kaulquappen des Grasfrosches, *Rana temporaria*, untersucht.

Nach einem zweistündigen Dunkelaufenthalt wurde bei 10 von 20 Kaulquappen anhand des Melanophorenindex (MI)<sup>7</sup> die Pigmentverteilung in den subkutanen Melanophoren der Kiemendeckel bestimmt. Die restlichen Tiere wurden 2 Stunden lang mit dem Licht eines Kleinbildprojektors, das mit Neutralfiltern bekannter Durchlässigkeit abgeschwächt werden konnte, bestrahlt. Danach wurde auch bei ihnen der MI bestimmt. Alle Versuche begannen zwischen 8 und 9 Uhr. – Die Beleuchtungsstärke am Ort der Versuchstiere wurde mit einem geeichten Vergleichsphotometer ermittelt. – Ein Teil der Kaulquappen wurde durch Eukleation der Lateraläugen geblendet.

Die Figur zeigt die Pigmentverteilung bei verschiedenen Beleuchtungsstärken, und zwar ist auf der Ordinate die Differenz der MI-Mittelwerte von dunkeladaptierten und von helladaptierten Kaulquappen abgetragen; je höher ihr Wert, desto stärker ist die durch das Adaptationslicht (Abszisse) hervorgerufene Pigmentausbreitung. Eine Abhängigkeit der beiden letztgenannten Größen zeigt sich in einem Intensitätsbereich von 3 bis 4 Zehnerpotenzen. Der Punkteschar ist ausserdem zu entnehmen, dass sowohl sehende als auch geblendete Kaulquappen bei einer Beleuchtungsstärke von 0,01 lm per m<sup>2</sup> beginnen, dunkel zu werden. Die Schwelle der über die lateralen Augen gesteuerten Anpassung an einen

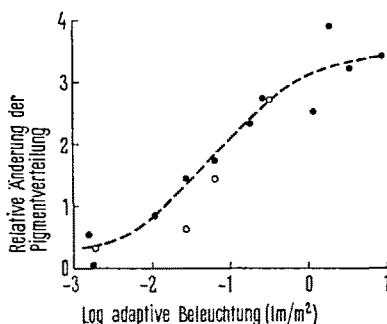
dunklen Untergrund liegt beim empfindlichsten Krallenfrosch etwa 4 logarithmische Einheiten tiefer<sup>8</sup>, die der direkten Lichtempfindlichkeit der Schwanzflossenmelanophoren von *Xenopus laevis*-Kaulquappen ungefähr 2 Zehnerpotenzen höher<sup>9</sup>. Die Schwelle des Krallenfrosch-Farbwechsels ist mit der Schwelle isolierter Netzhäute von *Rana esculenta* nahezu identisch<sup>10</sup>.

Der den Kaulquappenfarbwechsel steuernde Rezeptor wird in der Epiphyse vermutet<sup>11,12</sup>. Bei Fröschen wurde der Nachweis geführt, dass die Epiphyse ein funktionierendes Lichtsinnesorgan ist<sup>13,14</sup>. An der freigelegten intrakranialen Epiphyse von *Rana temporaria* beginnt die Dunkelentladungsfrequenz einzelner Neurone von etwa 10<sup>-4</sup> lm/m<sup>2</sup> an mit steigender Lichtintensität abzunehmen<sup>15</sup>. Wenn man annimmt, dass die Epiphyse von Adulten und von Kaulquappen die gleiche Schwelle besitzt und ausserdem berücksichtigt, dass die optische Dichte der die Kaulquappenepiphyse überlagernden Gewebeschichten nach eigenen Messungen 1 bis 2 beträgt, ergibt sich für die Schwellen der Frequenzabnahme und des Farbwechsels gute Übereinstimmung.

**Summary.** In tadpoles of *Rana temporaria*, the light threshold for the pigment dispersal of melanophores was determined. The darkening reaction of previously dark-adapted animals is not affected by removal of the lateral eyes and starts with illumination of about 0.01 lm/m<sup>2</sup>. This is about 2 log units below the threshold of the direct effect of light on tailfin-melanophores in *Xenopus* tadpoles and about 2 log units above the light threshold of the steady discharge of the exposed diencephalon in adult frogs. The finding suggests that in tadpoles the pineal organ controls the function of melanophores.

H. BOGENSCHÜTZ

William G. Kerckhoff-Herzforschungsinstitut der Max-Planck-Gesellschaft, Bad Nauheim (Deutschland), 1. März 1965.



Abhängigkeit des Farbwechsels von der Beleuchtungsstärke. Ordinate: Von unten nach oben zunehmende Pigmentausbreitung. ● sehende *Rana temporaria*-Kaulquappen, ○ geblendete *Rana temporaria*-Kaulquappen.

<sup>1</sup> L. HERMANN, Pflügers Arch. ges. Physiol. 39, 414 (1886).

<sup>2</sup> E. J. BLESS, Trans. R. Soc. Edinburgh 41, 789 (1905).

<sup>3</sup> J. T. BAGNARA, Science 132, 1481 (1960).

<sup>4</sup> H. BOGENSCHÜTZ, Pflügers Arch. ges. Physiol. 287, 18 (1964).

<sup>5</sup> B. VAN DER LEK, J. DE HEER, A. C. J. BURGERS und G. J. VAN OORDT, Acta physiol. pharmac. neerl. 7, 409 (1958).

<sup>6</sup> Eigene unveröffentlichte Versuche mit *Rana temporaria*-Kaulquappen.

<sup>7</sup> L. HOGGEN und D. SLOME, Proc. R. Soc. B 108, 10 (1931).

<sup>8</sup> E. J. DENTON und M. H. PIRENNE, J. Physiol. 125, 181 (1954).

Diese Autoren arbeiteten im Gegensatz zur vorliegenden Untersuchung mit Einzeltieren, bei denen sich die Abhängigkeit der Pigmentausbreitung von der Beleuchtungsstärke nur über 1–2 logarithmische Einheiten erstreckte. Allerdings streuten die Schwellen verschiedener Tiere über mehr als 4 Zehnerpotenzen.

<sup>9</sup> Dieser Angabe ist die Beleuchtungsstärke 5,5 lm/m<sup>2</sup> zugrunde gelegt, die aus der von <sup>5</sup> ermittelten Schwellenintensität 8 erg/sec cm<sup>2</sup> errechnet wurde. Die gleiche Differenz ergibt sich, wenn man bei der hier verwendeten Versuchsanordnung das Licht mit einem in erg/sec cm<sup>2</sup> geeichten Thermoelement misst.

<sup>10</sup> CH. BAUMANN, Pflügers Arch. ges. Physiol. 280, 81 (1964).

<sup>11</sup> R. F. FUCHS in E. WINTERSTEIN: Handb. d. vergl. Physiol. Bd. III (G. Fischer, Jena 1914), 1/II, p. 1189.

<sup>12</sup> J. T. BAGNARA, Gen. comp. Endocrinol. 3, 86 (1963).

<sup>13</sup> E. DODT und E. HEERD, J. Neurophysiol. 25, 405 (1962).

<sup>14</sup> E. DODT und M. JACOBSON, J. Neurophysiol. 26, 752 (1963).

<sup>15</sup> Y. MORITA und E. DODT, Exper. 21, 221 (1965).