

into two periods: (1) The high resistance period of the newborn animals to low body temperatures (the lethal limit being about 0°C) (between ages of 0 and 7 days). (2) The period of decrease in cold resistance (between ages of 7 and 18 days).

After the latter period, cold resistance of the mice is on a rather steady level for at least ten days. At the end of this period, the lethal body temperature is about 9°C, thus being approximately at the adult level.

The present results have been descriptive in character. The correlations found earlier in other animals between the level of thermoregulatory ability and the appearance of muscle shiver in cold, the myelination of hypothalamus, and general metabolic changes have to be subjected to day-to-day studies during the development. The decrease in cold resistance may reflect an increase in vulnerability of the central nervous system through cold or anoxia or the occurrence of general nutritional and metabolic changes in the tissues, as well as the activation of endocrines. These studies may also throw some light on the mechanism of the cold death⁴.

Résumé. Par la mesure des températures dermales stabilisées des souris jeunes exposées aux températures extérieures variées, il a été possible de séparer quatre périodes dans le développement d'homéothermie entre les âges de 0 à 19 jours. La résistance au froid chez les souris jeunes s'amoindrit notamment entre les âges de 7 à 18 jours.

K. LAGERSPETZ

Department of Zoology, University of Turku (Finland),
March 10, 1962.

⁴ The present study is part of a research program supported by research grants from the Finnish Academy of Sciences and the National Science Council of Finland. The technical assistance of Miss HANNA KURPPA is gratefully acknowledged.

Visceral and Vascular Transposition in the Viviparous Toothcarp *Xiphophorus maculatus* (Wagtail Strain)

In some strains of viviparous Toothcarps *situs inversus viscerum*, an anomaly, which is known to occur in about one out of ten thousand human beings, is not uncommon. Recently BAKER-COHEN¹ described this anomaly in 37% of specimens of an inbred line of the domesticated *Fury* strain of the platyfish *Xiphophorus maculatus*. Personally, we have observed visceral and vascular transposition in the same species, namely an inbred line of the Wagtail strain. 45% of the specimens showed *situs inversus viscerum*, whereas in three other strains of the platyfish, and in the related swordtail species *Xiphophorus helleri* and *Xiphophorus pygmaeus*, the anomaly was not observed or proved to be infrequent. Unborn Wagtail embryos revealed no evidence of a positive correlation between the visceral situs of the mother and the offspring or for twinning in association with visceral and vascular transposition. The asymmetry of the unpaired vena jugularis inferior, occurring in the genus *Xiphophorus*, appeared to be inverted in 10 to 25% of fishes of nearly all strains of *Xiphophorus helleri*, *Xiphophorus pygmaeus*, and *Xiphophorus maculatus*. In animals with *situs inversus viscerum*, an associated inversion of the venous asymmetry was present in most specimens, being consequently mirror images of their normal fellows in both respects. As in

animals with a normal visceral transposition, in about 10 to 25% a relative inversion was observed. In some cases, a double inversion occurred, in this way producing a normal venous asymmetry.

As in the *Fury* strain¹, so also in the Wagtail strain, both types of inversion were independently genetically determined. However, in neither instance could a simple hypothesis for the mechanism of inheritance be fitted to the available data. The visceral and vascular transposition in the *Fury*¹ and Wagtail strain of *Xiphophorus maculatus* appeared to be not sex-linked, nor was it maternally influenced. The indications were that it was due to autosomal genes which lacked full expression. As these results correspond very well with those obtained by BAKER-COHEN¹, a more general significance should indubitably be attached to them.

Zusammenfassung. Beschreibung des relativ häufigen *Situs inversus viscerum* beim lebendgebärenden Zahnkarpfen *Xiphophorus maculatus*.

A. STOLK

Department of Histology, Free University, Amsterdam (The Netherlands), February 15, 1962.

¹ K. F. BAKER-COHEN, *Amer. J. Anat.* 109, 37 (1961).

Die Mitschattierung

Jedes Objekt fällt in seiner Umgebung mehr oder weniger auf. Für Tiere kann beides je nach den Umständen vorteilhaft sein: Kontrastfärbungen dienen allgemein zum Signalisieren und speziell zum Warnen, Tarnfärbungen verbergen das Tier vor seinen Feinden und den Räuber vor seiner Beute.

Von der Umgebung hängt es ab, was (1) möglichst wenig oder (2) möglichst stark auffällt. Wenn man nur zwei Typen unterscheidet, benutzen Tiere (a) in optisch reich gegliederter Umgebung mannigfache Fleckungen, (b) in

optisch eintöniger Umgebung Hell-Dunkel-Schattierung. Entscheidend ist die Grösse des Tieres verglichen mit dem Umgebungsmuster.

(1a) *Tarnen durch Fleckung*: Ein bekanntes Beispiel sind die Plattfische, die ihre Farbe dem Umgebungsmuster sehr weit anpassen können.

(1b) *«Gegenschattierung»*¹: Der dem Licht zugekehrte, das heisst gewöhnlich hell beleuchtete Teil des Tierkörpers ist dunkel, der dem Licht abgewandte, normalerweise im

¹ F. SÜFFERT, *Z. Morph. Ökol. Tiere* 26, H. 1/2 (1938).

Körperschatten liegende Teil dagegen hell gefärbt. Zum Beispiel ist bei heringsartig gefärbten Fischen der Rücken dunkel – der Wasserfarbe entsprechend grün, blau oder braun – und der Bauch weiss. Bei der Raupe des Abendpflaunauges (*Smerinthus ocellata*), die sich gewöhnlich mit dem Rücken an Zweigen festhält, ist der Bauch dunkel und der Rücken hell. DE RUITER² zeigte experimentell den Arterhaltungswert der Gegenschattierung für verschiedene Raupen.

Für viele Seevögel³ ist die Gegenschattierung ein Schutz gegen vorzeitiges Entdecktwerden durch Beutetiere, nämlich Fische. Ausgesprochene Fischfresser haben so gut wie immer eine weisse Unterseite. Das gilt beim Haubentaucher sogar für den Fuss: die morphologische Unterseite des Fusses und die Aussenseite des flachen Laufes, die beim Schwimmen nach oben gehalten werden, sind schwarz, während die nach unten zeigende morphologische Oberseite des Fusses und die Innenseite des Laufes weisslich-grau sind. Von 42 vorkommenden Seeschwalbenarten ernähren sich 28 Arten mit weisser Unterseite hauptsächlich von Fischen, mindestens 11 Arten mit dunkler Unterseite dagegen hauptsächlich oder ausschliesslich von Arthropoden oder Tintenfischen (*Cullen mdl.*). Die junge Silbermöwe ohne weisse Unterseite frisst weniger Fische als die adulte (*Tinbergen mdl.*).

(2a) *Auffälligwerden durch Fleckung*: Viele Tiere mit wirksamen Verteidigungswaffen, die sich vor ihrer Beute nicht verstecken müssen, haben Warnfarben. Beispiele sind Feuersalamander, Wespe u. a. Die Mimikry zeigt, wie vorteilhaft das ist. Bunte Farben ohne vorwiegende Verteilung von Hell und Dunkel auf die obere oder untere Körperhälfte gibt es ausserdem als Kumpanfarben⁴ bei der heterogenen Gruppe der Baumvögel. Sie bewegen sich nie in einer Ebene, und deshalb ist es wichtig, dass sie am ganzen Körper verteilt Plakatifarben tragen. Dasselbe gilt für die Korallenfische.

(2b) *«Mitschattierung»*: Der dem Licht zugekehrte Teil des Tierkörpers ist hell, der dem Licht abgewandte Teil ist dunkel gefärbt. Durch Licht und Körperschatten wird der Kontrast der Körperfärbung gesteigert. Auf diese Weise warnen zum Beispiel Skunk (*Mephitis*, *Conepatus*, *Spilogale*) oder Dachs schon von weitem einen Gegner.

Mitschattierung als Kumpanfärbung gibt es bei Fischen, Reptilien, Vögeln, auch bei Spring- und Wolfsspinnen, die vorwiegend optisch balzen, vielleicht auch bei Vogelblüten. Sie findet sich hauptsächlich bei Bodentieren, denn sie kann nur dann voll zur Wirkung kommen, wenn der Partner sich auf derselben Ebene befindet. Ausserdem trägt der Schlagschatten, der direkt auf den Boden fällt, viel zur Verdunkelung der Unterseite bei. Es lassen sich Beispiele von Einfarbigkeit (= halbe Mitschattierung) anführen, bei der die Unterseite durch den Körperschatten dunkler erscheint als die Oberseite, bis zu völligem Schwarz-Weisskontrast. Für viele mitschattierende Prachtkleider kann man durchaus eine somatolytische Wirkung auf weite Entfernung annehmen, wenn die Mitschattierung das Tarnkleid nur zum Teil durchsetzt; aus der Nähe bilden sie in jedem Fall einen Auslöser. Bei Nestflüchtern unter den Vögeln und bei Brutpflegenden Fischen ist diese Art von Hell-Dunkelverteilung sicher auch für die Kinder zum Erkennen der Eltern wichtig. Wie an anderer Stelle gezeigt werden wird, besteht oft eine deutliche Beziehung zwischen der Art der Brutpflege und der Verteilung der Mitschattierung auf einen oder beide Elternteile. Da in den häufigen Mutterfamilien das Männchen für die Fortpflanzung nicht so wichtig ist wie das Weibchen, lässt sich leicht einsehen, warum das Männchen meist visuell auffälliger ist⁵. Interessant ist in diesem Zusammenhang die Frage, ob die höhere Vernichtungsrate

der Männchen durch stärkeren Nachwuchs ausgeglichen wird. Jedenfalls ist von *Haplochromis wingatii* bekannt, dass in Mägen von Reiher und anderen fischfressenden Vögeln hauptsächlich Männchen dieser Art gefunden wurden⁶. Vorläufige Befunde lassen für diese Art ein Geschlechtsverhältnis von etwa 3:1 (60:18) vermuten. Stockentenzählungen aus Finnland ergaben für den Herbst ein deutliches Überwiegen von Erpeln (*Rajala mdl.*). Genauere Angaben, auch für weitere Arten, werden folgen.

Fische: *Haplochromis wingatii* ist als Schwarmfisch normal schutzfarbig. Im Prachtkleid hat das Männchen auf schiefergrauer Grundfärbung einen schwarzen Bauch und eine hellblau schillernde Rückenflosse. Die Mitschattierung wird beim Abläichen noch deutlicher, weil der Rücken hellgrau wird. Das Weibchen steht dann frontal zur Seite des Männchens. Mindestens 11 weitere Haplochromisarten haben einen schwarzen Bauch. 18 von 20 Tilapienarten sind auf der Unterseite schwarz. Weitere Beispiele unter den Cichliden sind: *Symphysodon aequifasciata*, *Aequidens pulcher*, *Ae. portalegrensis*, *Ae. curvipiceps*, *Astatoreochromis alluaudi*, *Astronotus ocellatus*, *Cichlasoma nigrofasciatum*, *C. facetum*, *C. biocellatum*, *Herichthys cyanoguttatus*, *Etroplus suratensis*, *E. maculatus*. Einen auffälligen, wenn auch nicht schwarzen Bauch haben *Crenicichla*-Weibchen, *Cichlasoma meeki*, *Pelmatochromis kribensis*, *Hemichromis fasciatus* und sicher noch viele andere. Beispiele aus anderen Familien sind: *Haemulon crispus* (Haemulidae), *Sufflamen albicaudatum* (Balistidae), Drei- und Neunstacheliger Stichling (Gasterosteidae). Der Neunstachelige Stichling wird wegen seiner kleineren Stacheln viel leichter gefressen als der Dreistachelige⁷. Als Ausgleich ist sein mitschattiertes Prachtkleid weniger deutlich, ausserdem ist er scheuer. Das Barschweibchen hat eine dunkle Unterseite, solange es seine Eierschnüre gegen die Männchen verteidigt. Bei Blenniiden und Gobiiden (Bodenfische) ist Schwarzfärbung, besonders auf den Kiemen und auf der Unterseite, weit verbreitet. Bei den Etheostomatiden werden viele Männchen schwarz. *Serranus scriba* (Serranidae) wird bei Erregung dunkelbraun bis schwarz, *Serranellus subliguaris* wird beim Abläichen blass. Die letzten drei Fälle sind Beispiele für halbe Mitschattierung (siehe oben).

Reptilien: Bei der grossen Gattung *Sceloporus* Nordamerikas sind Bauch oder Kehle in der Regel schwarz. Allgemein haben Eidechsen zur Balz einen farbigen Bauch, manche behalten ihn aber auch ausserhalb der Fortpflanzungszeit, denn er wird nur beim Imponieren sichtbar.

Vögel: Vögel wechseln ihre Farbe durch Mauser oder Federabnutzung. Farbunterschiede gibt es zwischen: Balzzeit-Ruhezeit, Männchen-Weibchen, Jungen-Erwachsenen. Mitschattierung findet man aus erklärlichen Gründen hauptsächlich bei adulten Männchen zur Balzzeit. Mitschattiert nenne ich einen Vogel dann, wenn er oben heller als der Jungvogel (oder als das Weibchen oder als der Vogel zur Ruhezeit) und unten dunkler ist. Fol-

² L. DE RUITER, *Countershading in Caterpillars. An Analysis of its Adaptive Significance*. Thesis Groningen (1955).

³ W. B. ALEXANDER, *Die Vögel der Meere* (PAUL PAREY, Berlin 1959), p. 221.

⁴ Kumpan nenne ich ein Tier schon dann, wenn es in zwischenartlichen Beziehungen für den Partner von Nutzen ist.

⁵ J. HUXLEY, *Protective and other Coloration*. Rep. from the Encyclopaedia of British Birds (The Waverley Book Co., Ltd., 1954), p. 406.

⁶ E. TREWAVAS, *An. and Mag. of Nat. Hist.* 1, Series 11, 435 (1938).

⁷ R. HOOGLAND, D. MORRIS und N. TINBERGEN, *Behaviour* 10, 205 (1957).

gende Familien von Bodenvögeln zählen hierzu^{3,8}: Phasianiden, Numididen, Ralliden, Heliornithiden, Pteroclididen, Phalaropodiden, Jacaniden, Arenariiden, die meisten Charadriiden, ferner viele Otiden, Anatiden. Ebenso sehen auch diejenigen Sterniden aus, die keine Fische fressen (zum Beispiel *Chlidonias leucoptera*). Bei den Podicipiden und Colymbiden ist der Körper nur soweit mitschattiert, als er aus dem Wasser herausragt, der Bauch bleibt weiss (siehe oben).

Die Korrelation der Mitschattierung mit dem Bodenleben zeigen Vertreter aus solchen Vogelgruppen besonders eindrucksvoll, die zum grössten Teil nicht auf dem Boden leben: Der Sekretär unter den Greifvögeln, viele Ammern unter den Emberiziden, von den Timaliiden Südafrikas eine auf Felsen lebende Art, ebenso unter den Turdiden viele Felsen oder Ödland bewohnende Arten. Von 59 Sylviidenarten Südafrikas lebt nur eine einzige auf Felsen und diese ist mitschattiert. Die Ploceidenarten Südafrikas lassen sich wie folgt aufteilen:

	Bauch schwarz	Bauch weiss
Bodentier	24	8
Baumtier	2	18

dazu 14 Arten, die keiner der vier Gruppen zugeordnet werden können.

Neben der Mitschattierung spielen jedoch noch andere Faktoren eine Rolle, so dass das Bild nicht immer so klar

ist. Die acht weissbäuchigen Weber können sich entweder keinen dunklen Bauch leisten, oder sie sind phylogenetisch junge Bodentiere. Dasselbe gilt für die Lerchen. Von 26 südafrikanischen Arten sind nur 3 mitschattiert, alle anderen kryptisch gefärbt.

Summary. Contrast and concealment colour patterns take the form of spotting in visually articulated surroundings. In visually more uniform surroundings, the same effects are achieved by means of shading. The present paper brings some new examples of 'countershading', and explains the phenomenon of 'shadow accent' (the reverse of countershading: emphasis of shadow areas by pigmentation, increasing the contrast between the animal and its environment).

H. ALBRECHT

Max-Planck-Institut für Verhaltensphysiologie, Seewiesen über Starnberg (Obb., Deutschland), 29. Januar 1962.

STUDIORUM PROGRESSUS

Mast Cells and Anaphylaxis

Introduction. It is now well established that mast cells of certain species, e.g. guinea-pig¹⁻³, mouse⁴⁻⁶, rat^{7,8}, hamster⁹, dog¹⁰⁻¹², rabbit³, and man¹³, are damaged during anaphylaxis and in anaphylactoid reactions. The morphological changes observed comprise swelling and vacuolization of the cells and the extrusion of their characteristic granules into the adjacent connective tissue¹⁴⁻¹⁶. At the same time, the substances contained in the granules in relatively large quantities, particularly histamine and heparin—and in rats and mice serotonin additionally¹⁵—are released. Under certain conditions, such as in anaphylaxis¹⁷⁻¹⁹, as well as by the action of the chemical histamine-liberator compound 48/80^{20,21}, a slow reacting substance (SRS) has also been detected which causes the smooth muscle slowly to contract. Its formation is said to run parallel to the release of histamine *in vivo*^{17,18} and it has recently been demonstrated in work with isolated mast cells²¹. It may thus be assumed that it, too, stems from the mast cells in the course of their disruption. So far, SRS has defied identification, although there are reasons for believing that it consists mainly of unsaturated fatty acids²². However, ARCHER²³ believes that SRS is 5-hydroxytryptamine. In view of the important role played by the mast cells in the organism, the question thus arises: what is the mechanism of mast-cell damage during anaphylaxis? Is it due to the antigen-antibody-reaction which takes place at the level of the mast cell, or to a disruption effect of an active material formed elsewhere as a result of the union of antigen and antibody^{24,25}? Improvements in the technique of the method originally described by PADAWER and GORDON²⁶ for the isolation of mast cells from rat peritoneal fluid, such as replacement of hypertonic sucrose by 50% Dubos bovine albumin^{27,1} or a high-molecular polysaccharide ('Ficoll')^{28,29} as media for

differential centrifugation have now enabled the reactions of isolated mast cells to be studied *in vitro*.

- I. MOTA, J. Physiol. (Lond.) 147, 425 (1959).
- I. MOTA and I. VUGMAN, Nature (Lond.) 177, 427 (1956).
- E. G. STUART, Anat. Rec. 112, 394 (1952).
- P. B. CARTER, R. D. HIGGINBOTHAM, and TH. F. DOUGHERTY, J. Immunol. 79, 259 (1957).
- R. D. HIGGINBOTHAM, in Fourth Conference on Polysaccharides in Biology (Josiah Macy, Jr., Foundation, 1959), p. 171.
- S. TOKUDA and R. S. WEISER, J. Immunol. 86, 292 (1961).
- R. KELLER, Int. Arch. Allergy 11, 328 (1957).
- I. MOTA, Brit. J. Pharmacol. 12, 452 (1957).
- O. WEGELIUS, G. HJELLMAN, and C. WASASTJERNA, Acta path. microbiol. scand. 36, 309 (1955).
- L. B. JAGUES and T. WATERS, J. Physiol. (Lond.) 99, 454 (1941).
- A. E. SCROGGIE and L. B. JAGUES, J. Immunol. 62, 103 (1949).
- O. WILANDER, Skand. Arch. Physiol. 81, Suppl. 15 (1938).
- G. SALVATO, Int. Arch. Allergy 18, 348 (1961).
- J. F. RILEY, J. Path. Bact. 65, 471 (1953).
- J. F. RILEY, The Mast Cells (Livingstone, Edinburgh 1959).
- J. F. RILEY and G. B. WEST, Heffter's Handbuch der Pharmakologie (Springer Verlag), in Vorbereitung, engl.
- W. E. BROCKLEHURST, J. Physiol. (Lond.) 151, 416 (1960).
- N. CHAKRAVARTY, Acta physiol. scand. 48, 167 (1960).
- N. CHAKRAVARTY and B. UVNÄS, Acta physiol. scand. 48, 302 (1960).
- N. CHAKRAVARTY, B. HÖGBERG, and B. UVNÄS, Acta physiol. scand. 45, 255 (1959).
- B. UVNÄS and I.-L. THON, Exp. Cell Res. 23, 45 (1961).
- R. M. SCHÜTZ and W. VOGT, Arch. exp. Path. Pharmacol. 240, 504 (1961).
- G. T. ARCHER, Nature (Lond.) 190, 350 (1961).
- H. GIERTZ, F. HAHN, W. OPFERKUCH, and W. SCHMUTZLER, Arch. exp. Path. Pharmacol. 242, 42 (1961).
- H. GIERTZ, F. HAHN, I. JURNA, and W. SCHMUTZLER, Arch. exp. Path. Pharmacol. 242, 65 (1961).
- J. PADAWER and A. S. GORDON, Proc. Soc. exp. Biol. Med. 88, 29 (1955).
- R. KELLER, Pathol. Microbiol. 24, 932 (1961).
- R. KELLER and I. BEGER, Med. exp. 4, 51 (1961).
- B. UVNÄS and I. L. THON, Exp. Cell Res. 18, 512 (1959).