

Die Ionosphäre – Eine Atmosphärenschicht mit großer Wirkung

Salvinorin A – Ein Halluzinogen aus dem Aztekensalbei

Ein Schwabe wird amerikanischer Schwefelkönig – Zum 150. Geburtstag von Hermann Frasch

Meinen Kopf auf deinen Hals
Ein Interview mit dem Neurochirurgen Robert White

Rundschau Turbulente protoplanetare Scheiben · Neue Maße für den Kosmos · Insekten und Windkraftanlagen · Wie Legierungen sich auflösen · *Triceratops* neu

montiert · Wachstumsraten von Dinosauriern und Vögeln · Signale im Pflanzenreich · Fütterungsbedingte Störungen im Pansen · Rätselhaftes Mineral in Wespenwaben · Polioausbruch durch Impfviren

Buchbesprechungen

Personalia

Akademische Nachrichten

Service – Tipps und Hinweise
Nachrichten aus dem Internet
Stichwort: Probiotika

BIOMAX – Der Griff nach den Genen – Gelingt es, Zellen neu zu programmieren?

11

November
54. Jahrgang
DM 17,-
E 9981

Naturwissenschaftliche Rundschau

NR

641



Nachbarn [5]. Das Pflanzenhormon sorgte also im Experiment für den nötigen „Sicherheitsabstand“. Entsprechende Ergebnisse von Freilanduntersuchungen liegen allerdings noch nicht vor. Das gilt auch für Methylsalicylsäure, deren Wirkung als Signalstoff bislang nur im Labor nachgewiesen wurde: Bei Infektion mit dem Tabakmosaikvirus entstanden auf befallenen Tabakblättern Nekrosen. Gleichzeitig produzierten diese Blätter Methylsalicylsäure [6], die in benachbarten, nicht infizierten Pflanzen die Expression des Abwehrgens *PR1* induzierte und gleichzeitig ihre Resistenz gegen das Virus erhöhte.

Zu den bekanntesten chemischen Botenstoffen gehört der Duftstoff Methyljasmonat, der Methylester der 3*R*,7*S*-Jasmonsäure. Beide Substanzen sind sehr wirksame Regulatoren der Genexpression und haben vielfältige Signalfunktion (vgl. [7]). Die Bildung von Methyljasmonat aus Jasmonsäure wird durch die Jasmonsäurecarboxylmethyltransferase (JMT) katalysiert [8]. In der Ackerschmalwand wird dieses Enzym konstitutiv exprimiert. Wurde das entsprechende *Arabidopsis*-Gen auf andere Pflanzen übertragen, stieg ihr Methyljasmonat-Gehalt im Vergleich zum Wildtyp an. In den transgenen Pflanzen wurde daraufhin die Synthese eines antimikrobiellen Peptids induziert und Resistenz gegen Pilzbefall ausgelöst [8]. Die JMT scheint daher ein Schlüsselenzym für den pflanzlichen Abwehrmechanismus zu sein, ein interessanter Ansatzpunkt für die Entwicklung neuer Strategien im Pflanzenschutz.

Dass Methyljasmonat auch als Signalfaktor zwischen verschiedenen Pflanzenarten wirkt, haben Experimente mit dem Indianerbeifuß (*Artemisia tridentata*) gezeigt. Gab man Beifußzweige zusammen mit Tomatenpflanzen in einen geschlossenen Behälter, reicherten sich Proteinase-Hemmstoffe zur Abwehr von Herbivoren in den Blättern der Tomaten an. Diese Reaktion wurde von Methyljasmonat ausgelöst, das vom Beifuß abgegeben worden war [9]. Auch unter Freilandbedingungen ließ sich die Signalwirkung von Methyljasmonat nachweisen. Dafür wurden *Nicotiana attenuata*-Pflanzen verwendet, die in der Natur

neben Indianerbeifuß wachsen können. Nach Verwundung einiger Beifußblätter gaben die Pflanzen vermehrt Methyljasmonat ab. Danach wurden benachbarte Tabakpflanzen deutlich weniger von Pflanzenschädlingen befallen, aber nur, wenn der Luftaustausch zwischen Beifuß und Tabak nicht behindert war [10]. Für den Beifuß selbst könnte Methyljasmonat noch eine andere Funktion haben. Dieser physiologisch sehr aktive Duftstoff hemmt möglicherweise das Wachstum benachbarter Pflanzen und macht so den Produzenten seiner Konkurrenz überlegen [1].

Einige Botenstoffe können sowohl das Verhalten von Insekten als auch die Genexpression in Pflanzen beeinflussen. So wirkt (*Z*)-Jasmon [11] direkt auf Pflanzenschädlinge und deren Fraßfeinde [12] und löst bei Bohnenpflanzen (*Vicia faba*) die Produktion von (*E*)- β -Ocimen aus. Vermutlich aktiviert dieses Terpenoid in den Bohnenblättern Gene, die vor einem weiteren Herbivorenangriff schützen [1].

Manche Naturstoffe, die in pflanzlichem Gewebe nach Verwundung gebildet werden, hat man erst jetzt als Auslöser der Genexpression erkannt [1]. Dazu gehört auch das weit verbreitete, gasförmige Antibiotikum 2(*E*)-Hexenal [13]. Inzwischen weiß man, dass diese Verbindung in verwundeten Baumwollpflanzen die Anreicherung von Phytoalexinen auslöst [14] und in der Ackerschmalwand Stress- bezogene Genexpression induziert [15]. 2(*E*)-Hexenal enthält eine elektrophile, α -, β -ungesättigte Carbonylgruppe. Diese Eigenschaft scheint es dem Molekül zu ermöglichen, die Abwehrmechanismen in den Pflanzen in Gang zu setzen [16].

Ob die unter Laborbedingungen beobachteten Wirkungen flüchtiger Pflanzenstoffe auch in der Natur weit verbreitet sind, muss noch geklärt werden. Die Erforschung dieser Phänomene könnte neue Wege für den Pflanzenschutz eröffnen. Zur Bekämpfung von Insekten ist die chemische Induktion der Signalstoffe besonders interessant. Feldversuche mit Tomatenpflanzen waren bereits erfolgreich. Durch Besprühen mit Jasmonsäure induzierte man in den Blättern die Bildung flüchtiger Substanzen, die wiederum Parasi-

ten von Pflanzenschädlingen anlockten. Raupen, die diese Pflanzen beflechten, wurden häufiger von den Parasiten vernichtet als Raupen auf Kontrollpflanzen [17]. Hier ist eine praktische Anwendung in greifbarer Nähe gerückt.

[1] E. E. Farmer, *Nature* 411, 854 (2001). – [2] T. C. J. Turlings, J. H. Tumlinson, *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 89, 8399 (1992). – [3] H. T. Alborn et al., *Science* 276, 945 (1997). – [4] C. M. De Moraes et al., *Nature* 410, 577 (2001). – [5] M. Kloeber et al., *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 95, 1933 (1998). – [6] V. Shulaev et al., *Nature* 385, 718 (1997). – [7] C. Wasternack, *B. Hause, BioZ* 30, 312 (2000). – [8] H. S. Seo et al., *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 98, 4788 (2001). – [9] E. E. Farmer, C. A. Ryan, *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 87, 7713 (1990). – [10] R. Karban et al., *Oecologia* 125, 66 (2000). – [11] T. Koch et al., *Helv. Chim. Acta* 80, 838 (1997). – [12] M. A. Birkett et al., *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 97, 9329 (2000). – [13] H. Lyr, L. Banasiak, *Acta Phytopath. Acad. Sci. Hung.* 18, 3 (1983). – [14] H. J. Zeringue Jr., *Phytochemistry* 31, 2305 (1992). – [15] N. J. Bate, S. J. Rothstein, *Plant J.* 16, 561 (1998). – [16] S. Vollenweider et al., *Plant J.* 24, 467 (2000). – [17] J. S. Thaler, *Nature* 399, 686 (1999).

Dr. Brigitte Deus-Neumann, Moosburg

NEUROBIOLOGIE

Das Gehirn des Schweinswals

Für Menschen gibt es eine Reihe von Tests, mit denen man versucht, die Intelligenz zu messen. Erheblich schwieriger ist es, die Intelligenz von Tieren einzuschätzen. Objektive Hinweise verspricht man sich von Untersuchungen der Cytoarchitektur des Großhirns. Da man sich aber auf ausgewählte Regionen beschränkt, kann diese Methode zu eklatanten Fehleinschätzungen führen.

Um beispielsweise die Intelligenz von Walen zu messen, wird die Größe der Hirne, die Dicke der Hirnrinde und die Menge der Nervenzellen (Neuronen), die in einem bestimmten Hirnrindenareal liegen, berücksichtigt. Die Ergebnisse werden dann auf die gesamte Großhirnrinde hochgerechnet und als repräsentativ angesehen. Dies führt zu Verallgemeinerungen wie der, dass es seit langem bekannt sei, „dass die Großhirnrinde der Wale und Delphine

dünnere und einfacher strukturiert ist (d. h. nicht den charakteristischen sechsschichtigen Aufbau besitzt) und viel weniger Nervenzellen enthält als andere Säugetiere einschließlich des Menschen.“ [1].

Eingehende Untersuchungen an dem Hirn zweier Schweinswale (*Phocoena phocoena*), die auf 2400 Schnitten vom ersten und (zur Kontrolle) auf 800 Schnitten vom zweiten Hirn basieren, führten zu einem ganz anderen Ergebnis [2].

Das Großhirn der Schweinswale hat doppelt so viele Falten wie das menschliche Hirn, wodurch sich auch die Oberfläche und damit die darunter liegende Fläche der Hirnrinde verdoppelt (Abb. 1) [3]. Die Dicke der Hirnrinde lag bei den untersuchten Schweinswalhirnen zwischen 1,8 mm im Riechhirn und 3,6 mm im Broca-Areal. Die Hirnrinde liegt parallel zur Oberfläche und ist in Schichten geteilt. Diese enthalten die verschiedenen Nerven- und Gliazellen. Von außen sind die Schichten, ihre Mächtigkeit und ihr Inhalt nicht erkennbar, man muss deshalb Proben nehmen und sie histologisch aufarbeiten. Hierbei können die Präparate schrumpfen, was bei Messungen an den histologischen Schnitten zu berücksichtigen ist.

Um die Menge der Neuronen in einer Hirnfalte zu bestimmen, benötigt

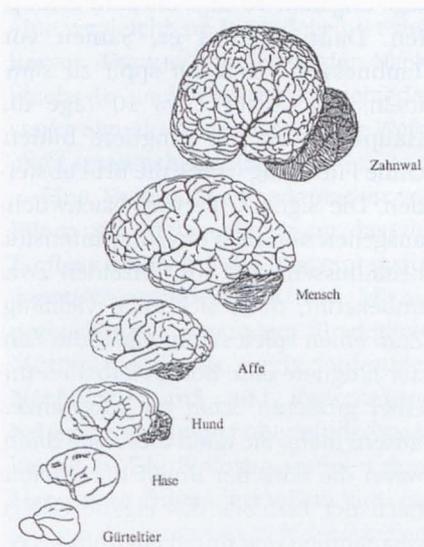


Abb. 1. Die aufsteigende Serie von Hirnen zeigt die Zunahme der Faltungen. Durch die Vermehrung der Falten vergrößert sich die Oberfläche und mit ihr die Hirnrinde. Aus [3]

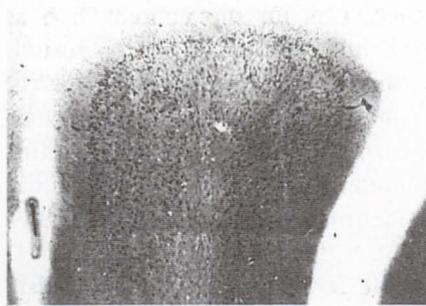


Abb. 2. Schweinswal: Diese Falte zeigt in der Mitte unstrukturierte Lagen, seitlich aber 6 Schichten. Hier wird deutlich, dass eine senkrecht zur Oberfläche genommene Säule einen anderen Befund gibt als ein Horizontalschnitt. Toluidin/Eosin. Vergr. 100fach.

man viele Schnitte, denn die Neuronendichte kann in einer Falte höchst unterschiedlich sein [2, 4]. So wurde eine etwa 1 cm breite Falte gefunden, die in der Mitte ohne Schichtung und arm an Neuronen war, seitlich jedoch mit Nervenzellen reich bestückt war und 6 deutlich von einander getrennte Schichten aufwies (Abb. 2). Es gibt also vollkommen „leere“, aber auch „überfüllte“ Hirnfalten, in denen die Neuronen und Gliazellen ab der zweiten Schicht so dicht liegen, dass eine weitere Untergliederung nicht mehr erkennbar ist, was man als „unstrukturiert“ bezeichnen könnte. (Übrigens finden sich auch beim Menschen an der gleichen Stelle solche „leeren“ Falten.)

Abbildung 3 zeigt einige Beispiele zur unterschiedlichen Ausbildung der Hirnrinde, die sich funktionell verstehen lassen: Nur zwei Lagen mit sehr wenigen Neuronen enthält das Riechhirn (A). Bei allen Walen wurde im Laufe der Evolution die nervöse Verbindung (Bulbus olfactorius) der Riechzonen in der Nase mit dem Riechhirn vollkommen abgebaut. Wale können heute nur noch Ammoniumverbindungen über den Trigeminiervus riechen und dafür scheint eine Hirnschicht ausreichend zu sein. Eine Falte im visuellen Areal (B) zeigt 6 weit auseinander liegende Lagen, die nicht sehr reich an Nervenzellen sind. Wir wissen heute, dass alle Wale dichromatisch sind. Dichter als beim Menschen sind die Falten in den motorisch-akustischen Arealen (C bis E) mit Neuronen bestückt. Dass die Neuronendichte innerhalb einer Falte aber sehr unterschied-

lich sein kann, zeigt der Schnitt D, der aus dem akustisch-motorischen Areal (Wernicke-Areal) genommen wurde. Schweinswale leben überwiegend in trüben Küstengewässern und Flüssen, ihr akustisches Orientierungssystem ist deshalb besonders gut ausgebildet, was sich in der Hirnrinde widerspiegelt. Abbildung 3E zeigt den Schnitt aus einer Falte im motorischen Sprachzentrum mit 9 deutlich erkennbaren Schichten. Eine vergleichbar hohe Entwicklungsstufe der Hirnrinde wurde bisher weder vom Menschen noch von anderen Säugetieren bekannt.

Nun hängt die Kapazität eines Hirns nicht nur von seiner Strukturierung und der Menge der Neuronen ab, sondern auch noch von vielen anderen, miteinander verknüpften Faktoren. Nur die wichtigsten seien angeführt:

- Die Hirnleistung hängt von der Morphologie der Neuronen und deren Verzweigungen ab, denn es kommen bestimmte Formen nur in bestimmten Schichten vor. Die Synapsendichte zeigt, dass die Verknüpfungen der Neuronen untereinander nicht schlechter sind als beim Menschen.

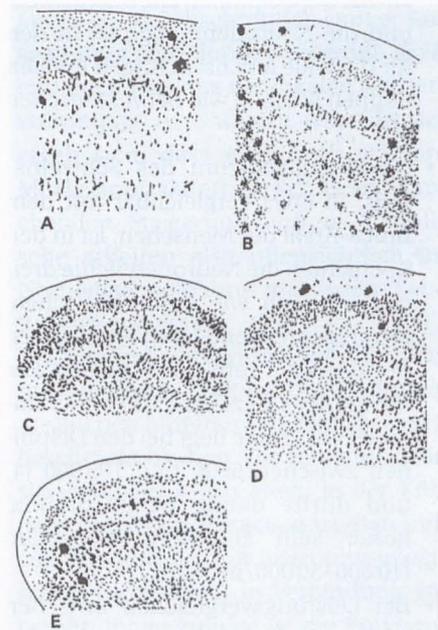


Abb. 3. Schweinswal: Welche Leistungen die einzelnen Organe für das Leben im Meer erbringen, spiegelt sich in der Hirnrinde wider. Der Geruchssinn (A) und die Augen (B) sind nicht gut entwickelt. Dagegen sind die motorisch-akustischen Areale (C bis E) höher entwickelt als beim Menschen. Nissel-Färbung, Vergr. 200fach.

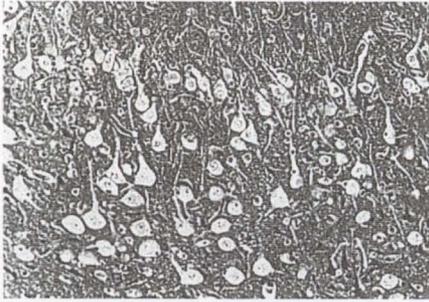


Abb. 4. Schweinswal: Der Horizontalschnitt zeigt die Dichte der Gliazellen in der Falte des motorischen Areals (vgl. Abb. 2). Golgi-Färbung, Vergr. 200fach. [Alle Abb. Behrmann]

- Die Leistungsfähigkeit der Neuronen ist von der Energiezufuhr abhängig. Die hierfür zuständigen Gliazellen liegen überwiegend an den seitlichen Rändern einer Falte. Wie dicht die Gliazellen liegen, zeigt ein Horizontalschnitt durch eine Falte im motorischen Areal (Abb. 4). Sie ist hier doppelt so hoch wie beim Menschen.
- Im Walhirn gibt es Regionen, die nicht mehr gebraucht werden, zum Beispiel in Arealen, die die Beine oder die Lippen repräsentieren. Die Hirnrinde ist in diesen Arealen arm an Gliazellen und Neuronen.
- Die Hirnrinde der motorischen Areale hat bei Delphinen alle 6 Schichten, und die Neuronenmenge ist in den für die Wale lebenswichtigen Arealen doppelt so hoch wie beim Menschen [4].
- Im Sprachzentrum des Schweinswals, in etwa vergleichbar mit dem Broca-Areal der Menschen, ist in den 9 Schichten die Neuronendichte dreimal so hoch wie beim Menschen. Dementsprechend hoch ist in diesen Regionen die Zahl der Gliazellen. Die Menge der Gliazellen pro Kubikmillimeter Hirnrinde liegt bei den Delphinen zwischen 5600 und 105 000 [4] und dürfte damit bis zu dreimal höher sein als beim Menschen (10 000–30 000/m³) [4].
- Bei Leistungsvergleichen zwischen Wal- und Menschenhirn wird das Kleinhirn (Cerebellum) zu wenig oder gar nicht berücksichtigt. Wie beim Menschen entfällt auch bei den Delphinen ein Fünftel der gesamten Hirnmasse auf diesen Hirnteil, dessen Faltung sich im Lauf der Evolution (wie beim Großhirn) verdoppelt

hat. Das für die Echolokation so wichtige hochempfindliche rostrale Sinnesorgan (akustisches Auge) ist direkt mit einem Hörareal im Kleinhirn verbunden und ist in seiner Funktion mit einem Bündel von Richtmikrophonen zu vergleichen [5].

Die Strukturierung und die Dicke der Hirnrinde hängt also von ihrer Funktion ab, sie ist bei den Walen weder primitiv noch vereinfacht. Um die Leistungsfähigkeit eines Gehirns bestimmen zu können, muss folglich der Inhalt der ganzen Hirnrinde berücksichtigt werden.

[1] G. Roth, *Naturw. Rdsch.* 52, 213 (1999). – [2] G. Behrmann in: G. Pilleri (Hrsg.): *Investigation on Cetacea*. Vol. XXIV. Universität Bern 1993, S. 261–285. – [3] G. Behrmann, *Lebensraum „Meer“* 9, 1 (1987). – [4] P. J. Morgane, W. L. Macfarland, M. S. Jacobs, *Journ. f. Hirnforschung* 23, 465 (1982). – [5] G. Behrmann, *Lebensraum „Meer“* 20, 1 (1999).

Günther Behrmann, Bremerhaven

ETHOLOGIE

Brutpflege bei Erdwanzen

Das Brutpflegeverhalten von Erdwanzen wird durch Umweltbedingungen und noch unbekannte Signale des Nachwuchses gesteuert. Brutpflegebereitschaft und die sie auslösenden Faktoren haben auch eine genetische Komponente.

Brutpflege ist für Eltern oft mit einem Nachteil verbunden. Sie geht auf Kosten ihrer eigenen Fitness, und zwar umso mehr, je stärker sie sich um ihren Nachwuchs kümmern. Für die Nachkommen ist es dagegen das Beste, wenn sich die Eltern zu ihren Gunsten aufopfern. Diesen Generationenkonflikt hat die Selektion durch einen Kompromiss gelöst, der sowohl von den Eltern als auch von den Kindern Fitnessseinbußen fordert und zu einem evolutionsbiologisch stabilen, in Grenzen jedoch variablen Brutpflegeaufwand führt. Davon gehen zumindest verschiedene Modelle aus, die sich auf die Koevolution von Bettelsignalen und elterlicher Reaktion darauf beziehen. Eine Grundannahme ist, dass der Nachwuchs seine jeweilige Situation, die im hohen Grade von den herrschenden Umweltbedin-

gungen abhängt, verlässlich signalisieren kann. Darauf können die Eltern dann adäquat reagieren, indem sie beispielsweise in schwierigen Lagen mehr füttern.

Aber auch ohne Kenntnis der speziellen Signale zeigt sich der Einfluss des Nachwuchses auf das elterliche Brutpflegeverhalten: Da eine weibliche Wanze mehrere Gelege pro Saison produzieren kann, ist es für sie wichtig, ihren Pflegeaufwand pro Gelege zu begrenzen. Andernfalls könnte ihr verbleibendes Reproduktionspotential geschmälert werden.

Amerikanische Verhaltensforscher um A. F. Agrawal (University of Indiana, Bloomington) haben diese Annahmen nun bestätigt. Nach ihren Untersuchungen hängt die Intensität der Brutpflege aber nicht nur von Umweltfaktoren ab, wie dem jeweiligen Nahrungsangebot, sondern ist auch zu einem guten Teil erblich festgelegt. Zum einen gibt es eine genetische Variabilität in der Fähigkeit des Nachwuchses, den Eltern die größtmögliche Aufmerksamkeit abzurufen, und zum anderen ist auch die elterliche Reaktionsbereitschaft genetisch fixiert.

Als Versuchsobjekt diente die zu den Erdwanzen (Cydnidae) gehörende Spezies *Sehirus cinctus*. Sie zeigt eine relativ einfache und daher gut zu manipulierende Brutpflege. Nachdem das Weibchen 40 bis 150 Eier gelegt und in der Erde vergraben hat, bewacht es das Gelege ungefähr 10 Tage bis zum Schlüpfen. Dann beginnt es, Samen von Taubnesseln (*Lamium* spp.) zu sammeln, welche für etwa 10 Tage die Hauptnahrung der Jungtiere bilden. Ohne Fütterung würde die Brut absterben. Die Signale, die vom Nachwuchs ausgehen und die Fütterungsintensität beeinflussen, sind im Einzelnen zwar unbekannt, doch sicherlich vielfältig. Zum einen spielt schon allein die Zahl der Jungtiere eine Rolle: Weibchen mit einer größeren Schar an Jungwanzen füttern mehr. Sie taten dies auch dann, wenn die Forscher ihnen unmittelbar nach der Eiablage das eigene Gelege wegnahmen und durch ein fremdes ersetzten und so die Zahl der Juvenilen veränderten. Dadurch konnten auch eventuell bestehende Kovarianzen zwischen Eltern und ihren Nachkommen