

Flüchtige Inhaltsstoffe von *Crotalaria ochroleuca* und deren Wirkung auf Schadinsekten*

Volatile Constituents from *Crotalaria ochroleuca* and Their Effect on Pest Insects

H. J. Bestmann, M. Pietschmann, K. Steinmeier und O. Vostrowsky

Institut für Organische Chemie der FAU-Universität Erlangen-Nürnberg, D-8520 Erlangen, Bundesrepublik Deutschland

Z. Naturforsch. **46c**, 579–584 (1991); received March 20/April 19, 1991

Crotalaria ochroleuca, Seed Oil, 2-Isopropyl-3-methoxypyrazine, 2-Pentylfuran, *Sitophilus zeamays*, Repellency

By means of GC-FTIR, GCMS and GC analysis more than 70 components of the steam distillate of seeds and leaves from *Crotalaria ochroleuca* (Fabaceae, Papilionaceae) were found and partially identified, most of them being aliphatic hydrocarbons, aldehydes and fatty acids. Weak, but significant repellency of the seeds, its steam distillate as well as of the seed oil component 2-isopropyl-3-methoxypyrazine, 2-isobutyl-3-methoxypyrazine and 2-pentylfuran was observed with the curculionid beetle *Sitophilus zeamays*. Furthermore, no attractivity of fresh leaves was found for a number of test insects.

Crotalaria ochroleuca (Fabaceae, Papilionaceae) (deutsch: Pseudohanf, engl.: sunnhemp, kisuaheli: Marejea) ist eine einjährige, 2–3 m hoch wachsende, krautige Pflanze mit gelben Blüten. Jede Blüte hat einen 2–4 cm langen Stiel, die trifoliaten Blätter sind linear bis lanzettförmig. Die einige cm großen Fruchthülsen (Legumen) enthalten 30 bis 100 2–3 mm große, je nach Reifegrad gelbe bis braune bohnenförmige Samenkörner. Die Pflanze ist in tropischen und subtropischen Gegenden Afrikas verbreitet und wurde in einigen afrikanischen Ländern wie Tanzania und Ghana vor allem von Benediktiner-Missionaren kultiviert [2–4].

Auf den starken, langen Wurzeln der Pflanzen findet man, wie bei Hülsenfrüchtlern häufig, Knöllchenbakterien, so daß *C. ochroleuca* zur Bodenverbesserung angebaut und zur Gründüngung verwendet wird. Dies wird durch Unterpflügen erreicht oder durch Anbau in Mischkulturen, z. B. zusammen mit Mais oder Reis. Während andere *Crotalaria*-Arten giftig sind und u. a. Pyrrolizidinalkaloide enthalten, ist *C. ochroleuca* ungiftig und kann als Viehfutter z. B. für Rinder und Schafe verwendet werden [5]. Die Samen der Pflanzen, die Repellentwirkung gegenüber *Sitophilus zeamays*

(Coleoptera: Curculionidae) haben sollen, werden in Lagern für Mais oder Reis zwischen den Getreidesäcken ausgebracht und schützen damit das Lagergut wirksam vor Schädlingsbefall. Etwa 7 kg Samen werden zum Schutz von 100 Säcken Getreide benötigt; die Wirkung soll 9 Monate vorhalten, danach muß neuer Samen eingestreut werden. Die Pflanzen selbst hingegen sollen Attraktivwirkung auf bestimmte Schadinsekten besitzen und werden daher in Mischkultur zur Konkurrenz-Anlockung gegenüber den Kulturpflanzen angebaut [2–4].

Da über die flüchtigen Inhaltsstoffe von *C. ochroleuca* Samen und Blätter in der Literatur keine Angaben zu finden waren und allgemein über die Art der Einwirkung des Samens auf Schadinsekten nichts bekannt war, untersuchten wir im Rahmen unserer Arbeiten über pflanzliche Insektizide (vergl. [1, 6]) die Zusammensetzung der Inhaltsstoffe dieser Pflanzen und deren Wirkung auf Insekten.

Material und Methoden

Pflanzenmaterial

C. ochroleuca-Samen wurde von der Sunnhemp Seed Bank, Peramiho (Tansania, Afrika), bezogen [7], in Blumentöpfen (5 Samenkörner/Topf, Erde und Sand) drei Monate unter Freilandbedingungen (Mai–Juli) daraus Pflanzen bis zur Wuchsgröße von ca. 50 cm gezogen und deren Blätter abgeerntet.

* Pflanzliche Insektizide, 9 [1].

Sonderdruckanforderungen an Prof. Dr. H. J. Bestmann.

Verlag der Zeitschrift für Naturforschung, D-7400 Tübingen
0939–5075/91/0700–0579 \$ 01.30/0



Dieses Werk wurde im Jahr 2013 vom Verlag Zeitschrift für Naturforschung in Zusammenarbeit mit der Max-Planck-Gesellschaft zur Förderung der Wissenschaften e.V. digitalisiert und unter folgender Lizenz veröffentlicht: Creative Commons Namensnennung-Keine Bearbeitung 3.0 Deutschland Lizenz.

Zum 01.01.2015 ist eine Anpassung der Lizenzbedingungen (Entfall der Creative Commons Lizenzbedingung „Keine Bearbeitung“) beabsichtigt, um eine Nachnutzung auch im Rahmen zukünftiger wissenschaftlicher Nutzungsformen zu ermöglichen.

This work has been digitalized and published in 2013 by Verlag Zeitschrift für Naturforschung in cooperation with the Max Planck Society for the Advancement of Science under a Creative Commons Attribution-NoDerivs 3.0 Germany License.

On 01.01.2015 it is planned to change the License Conditions (the removal of the Creative Commons License condition “no derivative works”). This is to allow reuse in the area of future scientific usage.

Wasserdampfdestillation

45 g in einer Schlagmühle gemahlener Samen bzw. 180 g frisch geerntete Blätter wurden in 2 l demineralisiertem Wasser suspendiert und über 5 h einer kontinuierlichen Wasserdampfdestillation unterworfen. Dabei ist angezeigt, möglichst vorsichtig und langsam zu erhitzen, da vor allem beim Samen das Destillationsgut zum Schäumen neigt. Das Destillat wurde mit 2 ml Pentan extrahiert und die Pentanlösung direkt zur gaschromatographischen Analyse und zum Insektizidtest verwendet.

GC

Hewlett-Packard 5890 A mit Shimadzu CR 3 A Labordatensystem; FSCC SE 54, 0.1 mm ID, Inj. 220 °C, FID 260 °C, Temp. Progr. 4 min isotherm 60 °C, 60–260 °C mit 3 °C/min, 15 min hold. Splitinjektion, 1,4 atm. N₂ (\triangleq 25 cm/sec lin. Trägergasgeschwindigkeit). Die Bestimmung der Kovats-Retentionsindizes erfolgte mit dem gleichen Temperaturprogramm durch Koinjektion der n-Kohlenwasserstoffe C₉–C₂₄.

GCMS

Finnigan MAT 90 GCMS-Kombination, FSCC SE 30 und SE 52, 4 min isotherm 60 °C, 60–260 °C, 3 °C/min, 10 min hold. Splitinjektion, 1 ml He/min, Massenbereich m/z = 38–380, 1 sec/scan, 70 eV-Spektren. Spektrenvergleich mit authentischen Proben bzw. mit solchen aus der Literatur.

GC-FTIR

FTIR-Spektrometer Bruker IFS 48, gekoppelt mit Carlo Erba Vega 6000 Gaschromatograph und FID-Detektor. Inj.: 220 °C, FID 260 °C, 15 m FS-Dickfilm-Kapillare DB 5, 4 min 60 °C, 60–260 °C, 3 °C/min, 15 min hold. Trägergas He, 2 ml/min. Die IR-Gasphasen-Spektren wurden mit solchen authentischer Verbindungen verglichen.

Hydrazonbildung zur Identifizierung von Aldehyden

1 µl N,N-Dimethylhydrazin wurden in 0,5 ml Pentan aufgenommen und 0,2 µl dieser Lösung mit 0,2 µl der *Crotalaria*-Lösung mittels GC-Spritze aufgezogen und direkt in den Gaschromatographen (Inj. 220 °C) injiziert [8].

Auswahltest zur Bestimmung der Repellent-Wirksamkeit des Samens

Als Testarena diente eine flache Blechwanne (90 × 60 × 5 cm), in der sich zwei Petrischalen mit jeweils ca. 35 g Maiskörnern befanden. Unter die Körner einer der Schalen wurden 200 mg ganze Samen (ca. 30 Stück) untergemischt. Die beiden Schalen wurden mit Alufolie abgedeckt und bloß eine Öffnung freigelassen, durch die die Testinsekten über eine „Filterpapierleiter“ an das Futter gelangen konnten. Jeweils 17–27 Käfer *Sitophilus zeamays* wurden anschließend zwischen den Petrischalen in der Wanne ausgesetzt und nach 12 h die Zahl der Käfer in den einzelnen Futterschalen und die der dazwischen befindlichen bestimmt. Zur Festsetzung der Effektivität des Testverfahrens wurden außerdem in Kontrollversuchen unter vergleichbaren Bedingungen zwei Schalen, die nur mit Maisfutter gefüllt waren, angeboten und der Prozentsatz der nicht reagierenden, zwischen den Schalen sich aufhaltenden Käfer ermittelt.

Repellent-Test mit dem Samendestillat und einzelnen *C. ochroleuca*-Inhaltsstoffen

In der obig beschriebenen Testarena wurde unter die Körner einer der beiden Schalen ein Stück Filterpapier geschoben, das mit 100 µl einer Pentanlösung von 200 µg des Wasserdampfdestillats bzw. 200 µl einer Lösung von 200 µg der Testverbindungen imprägniert war, ein Filterpapier in der zweiten Petrischale enthielt als Kontrolle nur die entsprechende Lösungsmittelmenge. Durchführung und Auswertung erfolgte wie oben.

Ergebnisse

Sowohl aus dem Samen als auch den Blättern konnten nur äußerst geringe Mengen an flüchtigen Inhaltsstoffen in Form eines Öles isoliert werden. Das Öl der Samen roch dabei erdig, muffig, mit dem typischen Geruch von gekochten Bohnen oder Linsen, das der Blätter hingegen besaß eher den Geruch grüner Pflanzen [„Grüne Note“]. Mit den entsprechenden Pentanverdünnungen wurden auf FSCC SE 54 die Kovats-Retentionsindizes bestimmt. Durch Aufnahme der MS- und IR-Spektren in GC-Kopplung konnten insgesamt 93% der Menge an flüchtigen Inhaltsstoffen des Samens

bzw. 88% der Blätter in ihrer Struktur aufgeklärt und im Gaschromatogramm zugeordnet werden (Tab. I). Beide Öle besaßen nur sehr geringe Mengen der für etherische Öle typischen terpenoiden Verbindungen, sondern bestanden hauptsächlich aus den gesättigten n-Kohlenwasserstoffen Octan (**1**) bis Heptacosan (**72**) (insgesamt >40% im Blattöl und >6% im Samenöl), den langkettigen Aldehyden Nonanal (**13**) bis Nonadecanal (**62**) (>9,5% im Blätteröl, >13,5% im Samen), den gesättigten C₁₂- bis C₁₈-Fettsäuren (>28% in den

Blättern, >50% im Samenöl), wobei Palmitinsäure (**55**) den Hauptanteil im Samenöl darstellt, den ungesättigten Fettsäuren Ölsäure (**65**) und Linolsäure (**64**), und außerdem den Ölsäure- (**59**), Linolsäure- (**62**) und Stearinsäuremethylestern (**61**). Der Gehalt an Fettsäuren schwankte in den einzelnen Destillaten beträchtlich. Zur Strukturabsicherung wurden die Aldehyde zusätzlich durch GC-FTIR Spektroskopie [$\nu_{\text{C=O}}$ -Bande 1744 und $\nu_{\text{CO-H}}$ 2712 cm⁻¹] und als Dimethylhydrazone massenspektrometrisch identifiziert.

Tab. I. Flüchtige Inhaltsstoffe der Samen bzw. Blätter von Pseudohanf, *Crotalaria ochroleuca*. Prozentangabe (FID), Retentionsindices und Identifizierungsmethode.

Verbindung No. Name	Prozentgehalt Samen Blätter		Ret. Index SE 54	Identifiziert durch ^a
1 Octan	–	0,40	800	MS RI
2 Xylol	–	0,40	850	MS
3 Nonan	–	0,60	900	MS RI CC
4 C ₁₀ H ₁₆	0,19	–	954	MS
5 2-Pentylfuran	1,51	–	991	MS IR
6 <i>n</i> -Decan	1,00	0,53	1000	MS RI CC
7 C ₉ H ₁₄ O	–	0,50	1004	MS
8 Acetat eines ungesättigten Alkohols	–	0,74	1009	MS
9 1,8-Cineol	0,20	–	1027	MS RI IR
10 C ₈ H ₁₄ O	0,10	–	1058	MS
11 2-Isopropyl-3-methoxypyrazin	1,11	–	1096	MS IR RI CC
12 Undecan	0,20	1,73	1100	MS RI CC
13 Nonanal	0,17	5,01	1105	MS RI DMH
14 C ₁₀ H ₈	–	<0,1	1158	MS
15 2-Isobutyl-3-methoxypyrazin	0,04	–	1180	MS RI
16 <i>n</i> -Dodecan	2,00	2,16	1200	MS RI CC
17 Decanal	Spur	4,36	1206	MS RI DMH
18 Tridecan	Spur	0,17	1300	MS RI CC
19 1,2-Dihydro-trimethylnaphthalinderivat C ₁₃ H ₁₆	–	0,15	1305	MS
20 Undecanal	Spur	–	1308	DMH
21 1,2,3,4-Tetrahydro-trimethylnaphthalinderivat C ₁₃ H ₁₈	–	0,57	1309	MS
22 Dihydrozimtsäuremethylester	–	<0,10	1374	MS
23 C ₁₃ H ₂₀ O	–	0,80	1384	MS
24 1,2-Dihydro-trimethylnaphthalinderivat	–	0,60	1386	MS
25 Isomeres zu 24	–	0,20	1387	MS
26 1,2,3,4-Tetrahydro-trimethylnaphthalinderivat	–	0,50	1388	MS
27 C ₁₃ H ₂₀ O	–	6,56	1389	MS
28 Cyperen	1,70	–	1392	MS
29 Tetradecen	1,14	–	1397	MS
30 <i>n</i> -Tetradecan	1,86	2,70	1400	MS RI CC
31 C ₁₃ H ₂₀ O	–	0,95	1410	MS
32 C ₁₃ H ₂₀ O	–	0,91	1414	MS
33 C ₁₃ H ₂₀ O	–	0,49	1487	MS
34 (<i>E</i>)- α -Farnesen	–	0,17	1510	MS
35 Tridecanal	Spur	–	1513	DMH
36 C ₁₅ H ₂₄	–	<0,10	1555	MS
37 Hexadecatrien	–	0,14	1587	MS
38 Hexadecadien	1,02	–	1566	MS
39 C ₁₅ H ₂₄ tent. Calamenen	0,61	–	1573	MS
40 <i>n</i> -Hexadecan	1,08	1,17	1600	MS RI CC
41 Tetradecanal	2,06	–	1613	MS RI DMH

Tab. I. (Fortsetzung).

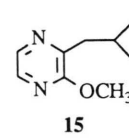
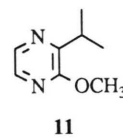
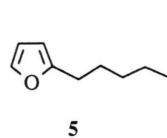
Verbindung No. Name	Prozentgehalt Samen Blätter		Ret. Index SE 54	Identifiziert durch ^a
42 Heptadecan	Spur	0,24	1700	MS RI CC
43 Pentadecanal	10,67	0,24	1716	MS RI DMH
44 Myristinsäure	–	3,00	1760	MS RI
45 Octadecan	–	0,19	1800	MS RI
46 Hexadecanal	0,37	–	1818	MS RI DMH
47 Hexahydrofarnesylaceton	0,13	2,96	1846	MS RI
48 Pentadecansäure	0,10	–	1866	MS RI
49 C ₁₇ H ₃₄ O	–	1,29	1878	MS
50 Heptadecadienal	1,66	–	1891	MS RI DMH
51 Heptadecenal	0,95	–	1898	MS DMH
52 Heptadecanal	0,31	–	1923	MS RI DMH
53 Phytol-Isomeres	Spur	0,25	1944	MS RI
54 C ₂₀ H ₃₂	0,02	–	1959	MS
55 Palmitinsäure	50,19	6,12	1964	MS RI CC
56 Icosan	–	<0,10	2000	MS RI
57 Octadecanal	Spur	–	2020	DMH
58 n-Heneicosan	0,18	<0,10	2100	MS RI
59 Ölsäuremethylester	–	1,62	2144	MS
60 Nonadecanal	0,08	–	2106	MS CC
61 Stearinsäuremethylester	0,08	6,80	2150	MS RI
62 Linolsäuremethylester	Spur	–	2118	MS DMH
63 Phytol	–	0,06	2119	MS
64 Linolsäure	12,19	–	2152	MS
65 Ölsäure	0,08	–	2165	MS
66 Stearinsäure	0,32	–	2200	MS
67 Docosan	–	0,14	2200	MS RI
68 Tricosan	–	1,24	2300	MS RI
69 Tetracosan	–	0,72	2400	MS RI
70 Pentacosan	–	11,18	2500	MS RI
71 Hexacosan	–	11,40	2600	MS RI
72 Heptacosan	–	8,22	2700	MS RI
	93,32	88,18%		

^a MS Massenspektroskopie, RI Retentionsindex, IR GC-FTIR-Spektroskopie, CC Co-chromatographie, DMH Dimethylhydrazon.

Im Wasserdampfdestillat der Samen fanden wir mit 1,51, 1,11 bzw. 0,04% außerdem 2-Pentylfuran (**5**), 2-Isopropyl-3-methoxy-pyrazin (**11**) und 2-Isobutyl-3-methoxy-pyrazin (**15**) (Formel 1), die durch IR- und Massenspektren identifiziert wurden. Diese Methoxypyrazine sind in verschiedenen Gemüsearten für ein muffiges, erdiges Aroma verantwortlich [9–11], 2-Isopropyl-3-methoxy-pyrazin (**11**) wurde außerdem in grünem Kaffee gefunden und zeichnet für den typischen rohen Kaffee-geruch [12] und für das „erbsige“ Fehlaroma von Kaffee verantwortlich [13]. Das Isobutylpyrazin (**15**) bildet die „Bell Pepper“-Paprika-Geruchsnote von Kaffee [13]. 2-Pentylfuran (**5**) ist ein Metabolit der Linolsäure (**64**), der zweithäufigsten Verbindung im Samendestillat, und wird als Träger eines

bohnenartigen Fehlaromas im Sojaöl beschrieben [14].

In diesem Zusammenhang ist von Interesse, daß 2-Isopropyl-3-methoxy-pyrazin (**11**) und höhere Homologe zusammen mit n-Aldehyden und Cineol, Verbindungen, die auch im Wasserdampfdestillat des *C. ochroleuca*-Samens zu finden sind, als Komponenten des Warn- und Abschrecksekrets des australischen Lyciden *Metriorrhynchus rhipidus* (Coleoptera: Lycidae) identifiziert wurden [15].



Während bei Verwendung eines über 1/2 Jahr alten Samens im Laborversuch sich keine Repellentwirkung nachweisen ließ, konnte bei Austestung von frischem Samenmaterial und ganzen Körnern signifikante Repellentwirksamkeit festgestellt werden. Bei 10 Versuchen mit im Mittel 20 Testkäfern wurden nach 12 h nur 4,0% der Käfer in der behandelten Futterprobe gefunden gegenüber 31,8% in der unbehandelten, der Rest befand sich zwischen den Schalen. Dies bedeutet, daß 11% der relevanten Testtiere den behandelten Mais fraßen, während 89% sich für den unbehandelten entschieden (Tab. II). Der hohe Prozentsatz von 64,2% Käfer zwischen den Proben muß ebenfalls auf eine Repellentwirkung zurückgeführt werden, da im „Blindversuch“ (Tab. II) mit unbehandeltem Maisfutter immer nur etwa 9% der Käfer nicht reagierten und sich zwischen den Futter-schalen aufhielten.

Das Wasserdampfdestillat des Samens zeigte eine vergleichbare Wirksamkeit (Tab. II). Zur Austestung einzelner Inhaltsstoffe von *C. ochroleuca* wurden die ausschließlich im Samendestillat gefundenen, relativ flüchtigen 2-Isopropyl-3-methoxypyrazin (**11**), 2-Isobutyl-3-methoxy-pyrazin (**15**) und 2-Pentylfuran (**5**) ausgewählt. Alle drei Verbindungen zeigten im Auswahltest zwischen einer Schale mit diesen Verbindungen behandelten Maiskörnern und einer mit unbehandelten Körnern die Bevorzugung des unbehandelten Futters. In neun Experimenten mit 2-Isopropyl-3-methoxypyrazin (**11**) war das Verhältnis der Käferentscheidungen für den Besatz der Futterschale mit den behandelten Körnern gegen die unbehandelte Probe 19,4:80,6. Bei gleichen Versuchen mit 2-Isobutyl-3-methoxypyrazin **15** wählten im Mit-

tel nur 7,7% Käfer die behandelte Probe, 32,1% gaben der unbehandelten Probe den Vorzug. In Versuchen mit 2-Pentylfuran (**5**) bevorzugten im Mittel 49,3% der Insekten die Futterschale mit dem unbehandelten Mais, nur 16,5% besiedelten die behandelte Probe (Verhältnis 76,1:23,9), 35,2% blieben unentschieden in der Testarena. Um einen möglichen synergistischen Effekt auszuschließen, wurde auch ein Gemisch aus **5** und **11**, den beiden Hauptkomponenten aus der Anzahl der drei Verbindungen, getestet. Die Wirksamkeitswerte der Mischung **5/11** lagen jedoch auch nur in der Größenordnung der beiden Einzelsubstanzen.

Die Wirksamkeitswerte der Tab. II zeigen klar, daß die schwache, jedoch signifikante Repellentwirksamkeit des *C. ochroleuca*-Samens nicht auf die Verbindungen **5**, **11** und **15** alleine zurückgeführt werden kann. Errechnet man aus den Gaschromatogrammen die Absolutwerte der Mengen in den einzelnen Testmischungen, so enthielt der Samen nur jeweils *ca.* 0,25 µg **5**, 0,2 µg **11** und 0,01 µg **15**, das Destillat entsprechend 3,0 µg, 2,2 µg und 0,08 µg **5**, **11** und **15**. Um vergleichbare Aktivität mit den synthetischen Testverbindungen zu erhalten, mußte man die Konzentrationen in den Proben etwa 100fach erhöhen (200 µg). Es muß für die abschreckende Wirkung des *C. ochroleuca*-Samens daher angenommen werden, daß nur die Summe mehrerer oder aller Inhaltsstoffe für die die Käfer abweisende Wirkung verantwortlich zeigt und nicht nur eine Komponente als Repellentstoff wirkt.

Die in der Literatur beschriebene im Freiland beobachtete Lockwirkung der *Crotalaria ochroleuca*-Blätter unter Laborbedingungen nachzuvollzie-

Tab. II. Repellentwirksamkeit [mittlerer Käferbesatz \bar{K} und Standardabweichung \bar{X}] von *C. ochroleuca*-Samen, dem Wasserdampfdestillat und der wasserdampf-flüchtigen Inhaltsstoffe **5**, **11** und **15** und eines Gemisches **5/15** im Auswahltest gegenüber Maiskäfer *Sitophilus zeamays*.

Testsubstanz (Menge)	behandelte Probe $\bar{K} \pm \bar{X}$	unbehandelte Probe $\bar{K} \pm \bar{X}$	zwischen den Proben $\bar{K} \pm \bar{X}$	Anzahl Tests \bar{N}
Frischer Samen	4,0 ± 3,2	31,8 ± 14,4	64,2 ± 14,4	10
Destillat (200 µg)	10,9 ± 6,7	38,5 ± 22,0	50,6 ± 24,4	10
11 (200 µg)	6,8 ± 8,0	28,3 ± 20,9	64,9 ± 26,1	9
15 (200 µg)	7,7 ± 4,6	32,1 ± 15,9	60,2 ± 15,7	10
5 (200 µg)	15,5 ± 10,4	49,3 ± 25,0	35,2 ± 28,6	8
5/15 (100/100 µg)	12,0 ± 7,1	40,3 ± 21,6	47,7 ± 24,8	8
Blindversuch	–	90,9 ± 7,2	9,1 ± 7,2	

hen ist nicht gelungen. Die in Auswahlexperimenten verwendeten Testtiere, Kartoffelkäfer *Leptinotarsa decemlineata*, Meerrettichblattkäfer *Phaedon cochleariae* und Kohleule *Mamestra brassicae*, bevorzugten ihre gewohnten Futterpflanzen. Nur die Larven (Stadium L₁) der Kohleule befielen überhaupt in nennenswertem Maße die *C. ochroleuca*-Blätter, ohne daß jedoch von einer deutlichen Attraktivwirkung gesprochen werden kann.

Dank

Wir danken Pater W. Trieb, Erzabtei St. Ottilien, für die Literaturzusammenstellung, der Sunnhemp Seed Bank für die Überlassung von *C. ochroleuca*-Samen und Dr. O. G. Vitzthum (Jacobs Suchard Corp., Bremen) für Vergleichssubstanzen. Die Maiskäfer für die Laborzuchtansätze wurden uns vom Institut für Vorratsschutz der BBA Berlin (Dr. Wohlgemuth) zur Verfügung gestellt, die anderen Testtiere stammten aus dem Institut für biologische Schädlingsbekämpfung der BBA Darmstadt (Prof. Dr. F. Klingauf), wo auch einige der

Versuche durchgeführt wurden. Wir danken der Volkswagen-Stiftung für die finanzielle Unterstützung dieser Arbeiten, M. P. dankt der Friedrich-Naumann-Stiftung für ein Stipendium aus Mitteln des Ministeriums für Bildung und Wissenschaft.

Anmerkung bei der Korrektur

Nach Fertigstellung des Manuskripts erhielten wir Kenntnis von einer gerade erschienenen Arbeit*, in der ebenso die Analyse des Samendestillats von *C. ochroleuca* und die Bestimmung der Wirkstoffe beschrieben werden. In Begasungsversuchen mit *Sitophilus oryzae*, einer mit dem von uns verwendeten Maiskäfer *S. zeamays* nah verwandten Curculionidenart, konnten die Autoren die Insektizid-Wirkung u. a. auf 2-Isopropyl-3-methoxypyrazin zurückführen.

* H. Leitner, H. Schildknecht, W. Achtnich, F. Schulleri und W. Wolf, Chem. Mikrobiol. Technol. Lebensm. **12**, 151–158 (1990).

- [1] 8. Mitteilung: H. J. Bestmann, B. Claßen, O. Vostrowsky, F. Klingauf und U. Stein, J. Appl. Entomol. **106**, 133 (1988).
- [2] Studie des Deutschen Zentrums für Entwicklungstechnologie, GATE, bei der Deutschen Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit, GTZ, Rural Production and Use of Plant Preparations for Crop and Post-Harvested Production, S. 112, Frankfurt 1986.
- [3] P. Gerold, OSB, Sunnhemp, *Crotalaria ochroleuca*, A Native Plant of Tanzania called „Marejea“, Peramiho, Tanzania.
- [4] P. O. Morger, P. B. Ngeze, Mkulima Stadi, Benedictine Publications Ndanda, Peramiho (1985); Referenzblätter der Benediktiner Missionare; Publ.: Prokura der Benediktiner Missionare, Uznach 1985.
- [5] P. M. Polhill (Hrsg.), „*Crotalaria* in Africa & Madagascar“, A. A. Balkema, Rotterdam 1982.
- [6] U. Stein, Boonyarith Sayampol, F. Klingauf, H. J. Bestmann, O. Vostrowsky und B. Claßen, Entomol. Gener. **13**, 229 (1988).
- [7] Sunnhemp Seedbank, P.O. Box 1, Peramiho, Tanzania, Afrika.
- [8] H. J. Bestmann, B. Claßen, U. Kobold, O. Vostrowsky und F. Klingauf, Phytochemistry **27**, 85 (1988).
- [9] R. L. N. Harris, M. J. Lacey, W. V. Brown und M. S. Allen, Vitis **26**, 201 (1987).
- [10] J. A. Maga, Food Reviews International **3**, 269 (1987).
- [11] H. D. Belitz und W. Grosch (Hrsg.), Lehrbuch der Lebensmittelchemie, 2. Auflage, S. 298, Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York, Tokyo 1985.
- [12] O. G. Vitzthum, P. Werkhoff und E. Ablanque, 7th Intern. Scientific Coffee Colloquium, Hamburg, ASIC Paris **7**, 115 (1975).
- [13] R. Becker, B. Döhla, S. Nitz und O. G. Vitzthum, 12th Intern. Scientific Coffee Colloquium, Montreaux, ASIC Montreaux **12**, 203 (1987).
- [14] Wie [11], S. 173.
- [15] P. B. Moore und W. V. Brown, Insect Biochem. **11**, 493 (1981).