

Hautarzt

<https://doi.org/10.1007/s00105-021-04757-w>

Angenommen: 4. Januar 2021

© Springer Medizin Verlag GmbH, ein Teil von Springer Nature 2021

Andreas Montag¹ · Dietrich Mebs² · Eva Oppel³¹ Praxis für Dermatologie und Venerologie, Hamburg, Deutschland² Institut für Rechtsmedizin, Klinikum der Goethe-Universität Frankfurt a. Main, Frankfurt a. Main, Deutschland³ Klinik und Poliklinik für Dermatologie und Allergologie, Klinikum der Ludwigs-Maximilians-Universität München, München, Deutschland

Anthrenus-Dermatitis

Fallbericht mit Lösungsansätzen zu Ursachen und Auswirkungen

Larven und Käfer der Gattung *Anthrenus* werden landläufig zumeist als „Teppichkäfer“ bezeichnet. Diese Bezeichnung ist nicht korrekt, denn die deutschsprachige Namensgebung „Teppichkäfer“ ist ausschließlich dem Braunwurzelblütenkäfer (*Anthrenus scrophulariae*) vorbehalten. Weitere bedeutsame Arten der Gattung *Anthrenus* sind der Wollkrautblütenkäfer (*Anthrenus verbasci*) und der Museumskäfer (*Anthrenus museorum*), Letzterer wird auch Kabinettkäfer genannt.

Käfer der Gattung *Anthrenus* bilden zusammen mit *Attagenus*, *Dermestes*, *Trogoderma* und der australischen Gattung *Anthrenocerus* die Familie der Speckkäfer (*Dermestidae*) [15]. Zu dieser Familie zählen weltweit 50 Gattungen mit insgesamt 1300 Arten, von denen allein 18 Gattungen und 144 Arten in Europa zu Hause sind [7].

Speckkäfer (*Dermestidae*) besiedeln eine Vielzahl von Lebensräumen. So lebt die Gattung *Dermestes* überwiegend von Aas. In der Kriminalbiologie finden sich *Dermestes*-Arten, Käfer ebenso wie ihre Larven, an mumifizierten und weitgehend skelettierten Leichen [13]. Die Gattung *Trogoderma* mit dem sog. Berlin-Käfer und dessen Larve, ein um 1920 aus Chile über Polen nach Deutschland eingeschleppter, bis heute gefürchteter Vorratsschädling, lebt von Getreide [17]. Käfer der Gattung *Anthrenus* ernähren sich überwiegend von Pollen und Blütennektar.

Der Kabinettkäfer, auch Museumskäfer genannt, und dessen Larve sehen dem Wollkrautblütenkäfer und dessen Larve

ähnlich. Die Larve des Museumskäfers ernährt sich jedoch mehr noch als die Wollkrautblütenkäferlarve von toten Insekten und anderen Chitin- und Keratinquellen. In Museen ist die Museumskäferlarve ein gefürchteter Schädling für Insektensammlungen, sie findet sich aber auch, ebenso wie die Wollkrautblütenkäferlarve, in Vogelnestern [10].

Den Teppichkäfer kennzeichnet ein rötlicher Mittelstreifen, der von der Innenseite seiner beiden Deckflügel gebildet wird. Bei aller Ähnlichkeit zum Wollkrautblütenkäfer ist dieser rötliche Mittelstreifen sein wichtigstes Unterscheidungsmerkmal. Seine Larven sind überall dort, wo sich keratin- und chitinreiche Stoffe tierischer Herkunft finden, beispielsweise tote, vertrocknete Insekten, Haare oder Federn. Vertilgt werden aber auch Textilien und Wollprodukte. Wie die Larven des Museumskäfers vernichten auch Teppichkäferlarven mühelos ganze Insektensammlungen. In freier Natur entwickeln sich diese Larven unter Baumrinden oder wie die Larven des bereits erwähnten Museumskäfers in Vogelnestern [10]. Von dort aus dringen die schlüpfenden Käfer auch in Häuser ein.

Durch Larven der *Anthrenus*-Käfer und anderer Speckkäfer (*Dermestidae*) können Hautreaktionen [8, 9], gelegentlich aber auch Schleimhautreaktionen und Affektionen der Atemwege [3, 5, 19] ausgelöst werden. Die klinischen Beschwerden zeigen nicht selten ein unspezifisches Gesamtbild. Häufig werden die damit verbundenen Symptome daher fehlgedeutet. Dies gilt v. a. dann, wenn

Käferlarven nicht auf Anhiob gefunden werden oder ein ursächlicher Zusammenhang mit ihnen nicht offensichtlich erscheint.

Fallbeispiel

Im August 2018 erfolgte die erstmalige ambulante Vorstellung einer 23-jährigen Patientin aus dem ländlichen Umland einer norddeutschen Großstadt mit einem pruriginösen Ekzem im Bereich des linken Fußrückens. Die Patientin war von leptosomem Habitus mit bekannter atopischer Diathese und nachgewiesener Histaminintoleranz.

Anamnese

Kühle Sommernächte in jenem Jahr hätten die Patientin im Sommer gezwungen, nachts im Bett Wollsocken zu tragen; mit diesen sei sie abends eingeschlafen und noch in derselben Nacht gegen 2 Uhr mit heftigem Juckreiz im Bereich des linken Fußrückens aufgewacht. Der lokale Juckreiz hielt 5 Tage an und persistierte auch ohne Kleidung, Berührung oder Kratzen. Dann klangen die Beschwerden langsam ab, zumindest auf ungereizter Haut. Wurde die Haut jedoch durch Kratzen, Druck oder Berührung irritiert, entwickelte sich während weiterer 8 Tage ein sofortiges Rezidiv. Erst allmählich, innerhalb weiterer 8 bis 10 Tage, klang das Beschwerdebild nachhaltig ab.



Abb. 1 ▲ Hautfarbene, kunststecknagelkopf-große urtikarielle Eruptionen mit geröteter Umgebung. (© Patientin)

Befunde

Klinischer Befund

Am linken Fußrücken der Patientin fanden sich in der ersten Nacht am betroffenen linken Fußrücken gruppiert stehende, kunststecknadelkopf-große, stark juckende, hautfarbene, urtikarielle Hautveränderungen mit geröteter Umgebung – spontane Fotodokumentation des Befundes durch die Patientin (Handy) (■ **Abb. 1**). Innerhalb von wenigen Stunden erfolgte die Umbildung zu hautfarbenen Knötchen mit abgeblasster Umgebung. Die hautfarbenen Knötchen schwellen nach 24–48 h etwas ab und färbten sich rötlich. Das während der folgenden 8 Tage jeweils durch mechanische Irritation provozierte, massiv juckende Rezidiv zeigte stets das identische klinische Bild und blieb dabei auf die Lokalisation der Erstmanifestation im Bereich des linken Fußrückens beschränkt. Die knotigen Hautaffektionen aber persistierten anschließend als nicht juckende punktförmige Residuen über weitere 4 bis 6 Wochen (■ **Abb. 2**), erst dann setzte allmählich die Vollremission ein.

Klinischer Verlauf

Im Wollstrumpf selbst bemerkte die Patientin ca. 1–2 mm große, haarige Larven, die sie noch in derselben Nacht einfing und in einem Glas asservierte. Bei einem zweiten Ereignis 3 Monate später kam es beim Einfangen weiterer Exemplare derselben Larven innerhalb der Wohnung zu einem erneuten akzidentel-



Abb. 2 ▲ Hautbefund nach 48 h mit rötlichen Knötchen. (© Andreas Montag)

len Kontakt, diesmal im Bereich des distalen Handrückens. Im Laufe desselben Tages beklagte die Patientin Appetitlosigkeit, Übelkeit, Schwindel, Kopfschmerzen und leichte Atembeschwerden. Das Vollbild eines Asthmaanfalls oder ein stärkeres Globusgefühl im Halsbereich traten jedoch nicht auf. Die Beschwerden klangen ohne weitere Konsultation eines Arztes am nächsten Tag spontan wieder ab. Der Wohnbereich der Patientin war zu diesem Zeitpunkt bereits vollständig von allen dort aufzufindenden Larven gesäubert.

Histologie

Die geplante Gewebebiopsie zur Durchführung einer histologischen Diagnostik konnte seitens der Patientin leider nicht wahrgenommen werden.

Vergleichbare histologische Untersuchungen anderer Autoren aus ähnlich entzündlichen Papeln (vergleichbar zur ■ **Abb. 2**) durch Kontakt mit Larven des Museumskäfers (*Anthrenus museorum*) zeigten sich vereinbar mit einer Iktusreaktion. Im Einzelnen fanden sich dort Akanthose, fokal geschichtete Parakeratose, Nekrobiose oberflächlicher Epithelschichten, ein subepidermales Ödem sowie subepidermal und epidermal gelegene Erythrozytenextravasate und fleckförmige lymphozytäre Infiltrate mit zahlreichen Eosinophilen [8].

Entomologische Einordnung der Larve

Die von der Patientin gesammelten Larven ließen sich entomologisch bereits makroskopisch als Larve (■ **Abb. 3a, b**) eines flugfähigen Käfers (■ **Abb. 4**) der Gattung *Anthrenus* und der Spezies *verbasum* zuordnen; im deutschen Sprach-

raum wird diese Art als Wollkrautblütenkäfer bezeichnet. Die deutsche Bezeichnung Wollkrautblütenkäfer weist auf die bevorzugte Nahrungsquelle des erwachsenen Käfers hin. Dieser ernährt sich vorzugsweise vom Nektar der Königskerze, auch Wollkraut genannt. Am bekanntesten ist die in vielen Gärten Mitteleuropas kultivierte Zierform der Silberkönigskerze (*Verbascum bombyciferum*) (■ **Abb. 5a, b**).

Bildgebende Untersuchungen

Durchführung (Methodik)

Es erfolgten rasterelektronenmikroskopische (REM) Aufnahmen der Larven von *Anthrenus verbasci*.

Ergebnis

Die vorliegenden REM-Aufnahmen bestätigen die bereits makroskopisch vorgenommene Einordnung des Insektes als Larve von *Anthrenus verbasci*. Zudem zeigen diese Aufnahmen die Larve erstmals in dieser Form in verschiedenen Alltagssituationen. Die Bilder belegen verschiedene, bereits in der Vergangenheit gemachte entomologische Beobachtungen, zeigen aber auch bisher noch nicht beschriebene Details.

Die Pfeilspitze eines Wollkrautblütenkäferlarven-Pfeilhaares ist als Widerhaken ausgebildet (■ **Abb. 6**). Fühlt sich die Larve bedroht, wird das gesamte Pfeilhaarbüschel aufgespreizt (■ **Abb. 7**), und einzelne Pfeilhaare werden abgeworfen. Die Larve richtet dabei ihr Abdomen auf und führt peitschende Bewegungen aus, um mit kräftigen Ausschlägen der Haarbüschel einen Fressfeind abzuwehren. Dabei werden Pfeilhaare in Massen frei [2]. Betrachtet man auf den rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen die Verankerungen von Pfeil- und Borstenhaaren, so wird offensichtlich, dass *Anthrenus*-Larven bei Bedarf nicht nur die dünnen Pfeilhaare (■ **Abb. 8**), sondern auch die dickeren Borstenhaare (■ **Abb. 9**) abwerfen können. Das Abwerfen der Borstenhaare durch *Anthrenus verbasci* wurde bisher noch nicht beschrieben.

Diagnose

Die Gesamtschau der klinischen Befunde und des klinischen Verlaufes ließen die Diagnose einer *Anthrenus*-Dermatitis zu.

Differenzialdiagnose

Ursächlich im vorliegenden Fall infrage kommende Stiche und Bisse durch blutsaugende Insekten (Stechmücken, Stechfliegen, Wanzen, Flöhe u. a.) oder durch Spinnentiere (Laufmilben, Zecken, Spinnen u. a.) konnten anamnestisch und klinisch ausgeschlossen werden. Die wenige Wochen vor dem erstmaligen Auftreten klinischer Zeichen einer *Anthrenus*-Dermatitis aus anderer Indikation durchgeführte allergologische Diagnostik zum Ausschluss einer Hausstaubmilbenallergie zeigte bei der Patientin weder im Prick-Test noch im EAST (Enzym-Allergo-Sorbent-Test) eine allergische Sensibilisierung. Eine klinisch relevante Kreuzallergie auf das in Hausstaubmilben und vielen Insektenarten nachgewiesene Tropomyosin als Auslöser der hier geschilderten Beschwerden und als weitere mögliche Differenzialdiagnose zur *Anthrenus*-Dermatitis kann somit praktisch ausgeschlossen werden [8].

Labor

Zur Klärung der Frage, ob bei der *Anthrenus*-Dermatitis tatsächlich ein allergisches Geschehen vorliegt und ob sich diese Allergene lokalisieren und chemisch charakterisieren lassen, erfolgte eine umfassende allergologische Abklärung (■ Tab. 1).

Prick-to-Prick-Test

Durchführung (Methodik). Getestet wurden unsere Patientin als auch 10 Kontrollpersonen in mehreren Durchgängen sowohl mit der ganzen Larve als auch mit der Larvenhülle, jeweils intakt als auch gemörsert.

Ergebnisse. Sowohl die Prick-to-Prick-Testung mit der Larvenhülle als auch die entsprechende Testung mit der ganzen Larve ergab bei unserer Patientin nach 20 min eine ++ positive Reaktion

Hautarzt <https://doi.org/10.1007/s00105-021-04757-w>

© Springer Medizin Verlag GmbH, ein Teil von Springer Nature 2021

A. Montag · D. Mebs · E. Oppel

Anthrenus-Dermatitis. Fallbericht mit Lösungsansätzen zu Ursachen und Auswirkungen

Zusammenfassung

Käfer der Gattung *Anthrenus* sind weltweit verbreitet und als Getreide- und Vorratsschädlinge, insbesondere in ländlichen Regionen oder Stadtrandlagen, durchaus häufig. Die Larven der Käfer können bei Kontakt Haut- und gelegentlich auch Schleimhautreaktionen auslösen. Das ungewohnte, aber typische Bild einer *Anthrenus*-Dermatitis kann leicht fehlgedeutet werden, wenn Käferlarven nicht nachgewiesen werden oder ein ursächlicher Zusammenhang mit diesen nicht vermutet wird. In der vorliegenden Arbeit werden die Ursachen der *Anthrenus*-Dermatitis am Beispiel der Larve des Wollkrautblütenkäfers (*Anthrenus verbasci*) diskutiert. Zur Überprüfung allergischer Ursachen wurde bei einer betroffenen Patientin ein Prick-to-Prick-Test mit nativem Larvenmaterial durchgeführt und das spezifische IgE (Immunglobulin)E mittels CAP („carrier polymer“-Kopplung

bestimmt. Ergänzend wurde ein handelsüblicher ImmunoCAP gegen Larven einer verwandten Käferart durchgeführt. Mithilfe eines Immunoblots wurde versucht, die verantwortlichen Allergene im nativen Larvengewebe zu ermitteln. Wichtige anatomische Feinstrukturen der Larve eines Wollkrautblütenkäfers wurden anhand raster-elektronenmikroskopischer Untersuchungen analysiert, um funktionale Abläufe, die zum Krankheitsbild der *Anthrenus*-Dermatitis führen, zu verstehen. Als immunologische Ursache der *Anthrenus*-Dermatitis ergaben sich Hinweise für eine IgE-vermittelte Allergie vom Soforttyp.

Schlüsselwörter

Hautreaktionen · Schleimhautreaktionen · *Anthrenus verbasci* · Käferlarve · Allergene

Anthrenus dermatitis. Case report with suggestions regarding causes and consequences

Abstract

Beetles of the genus *Anthrenus* are widespread worldwide and are quite common as grain and stock pests, especially in rural regions and suburban areas. The larvae of the beetles can trigger skin and occasionally mucosal reactions upon contact. The unfamiliar but typical image of “*Anthrenus* dermatitis” can easily be misinterpreted if beetle larvae are not detected or a causal link with them is not suspected. In the present article, the causes of *Anthrenus* dermatitis are discussed using as an example the larva of the woolly flower beetle (*Anthrenus verbasci*). For the examination of allergic causes, a prick-to-prick test with native larval material was performed in a patient and the specific IgE was determined by CAP coupling as well

as in addition to a commercially available ImmunoCAP against larvae of a related beetle species. With the help of an immunoblot, an attempt was made to determine the responsible allergens in the native larval tissue. Important anatomical fine structures of the larva of a woolly herb flower beetle were analyzed using scanning electron microscopy to understand functional processes that lead to the clinical picture of *Anthrenus* dermatitis. Our allergological findings suggest an IgE-mediated, immediate-type allergy.

Keywords

Skin reactions · Mucous membrane reactions · *Anthrenus verbasci* · Beetle larvae · Allergens

(■ Abb. 10). Bei allen 10 Kontrollpersonen war der Prick-to-Prick in sämtlichen der durchgeführten Tests verwertbar, bei 9 dieser 10 Personen war das Testergebnis negativ (Histamin ++, NaCl [Natriumchlorid] negativ). Nur bei 1 Patientin, einer ausgeprägten Atopikerin mit einem Gesamt-IgE (Immunglobulin)E >1000, zeigte sich im Prick-to-Prick-

Test mit der intakten ganzen Larve als auch mit der zermörserten ganzen Larve (■ Abb. 11), aber auch mit der entsprechenden Testung der Larvenhülle (■ Tab. 1) eine schwache Reaktion +, aber deutlich unterhalb von Histamin ++.

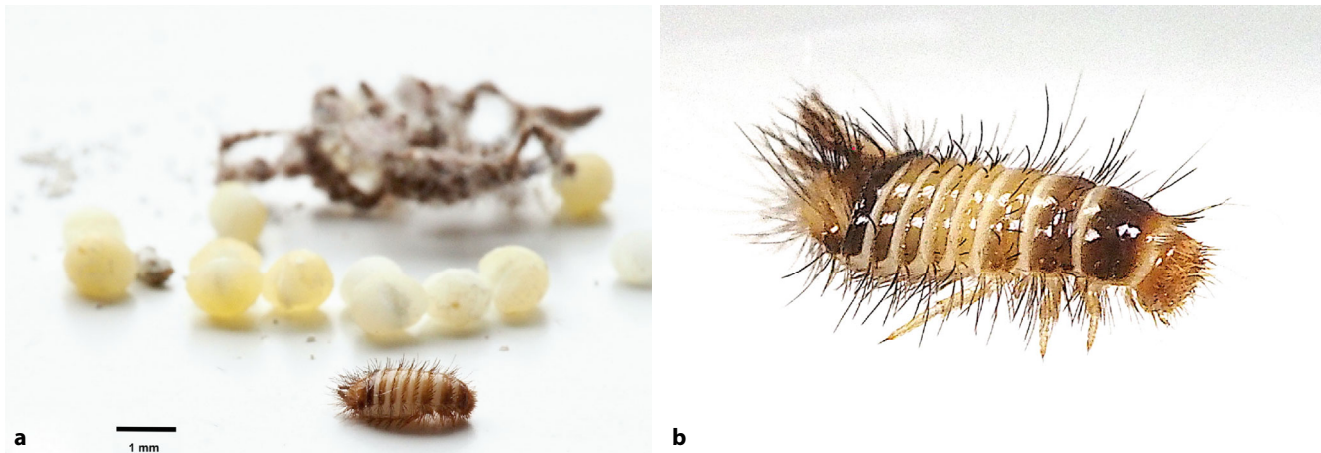


Abb. 3 ▲ a Larve des Wollkrautblütenkäfers (*Anthrenus verbasci*), im Hintergrund die Eier des Käfers (© Andreas Montag).
b Larve des Wollkrautblütenkäfers (*Anthrenus verbasci*) mit aufgestellten Pfeilhaaren (© Andreas Montag)



Abb. 4 ▲ Wollkrautblütenkäfer (*Anthrenus verbasci*). (© Andreas Montag)

Immunoblot (Westernblot)

Durchführung (Methodik). Räumliche Auftrennung (Aufschlüsselung) der Proteine (Antigene) durch Gelelektrophorese aus dem Substrat gemörserter ganzer Larven und Fixierung auf einer Trägermatrix (Blotting). Anschließendes Aufbringen von Patientenserum zum Nachweis spezifischer Antikörper gegen die aufgeschlüsselten Proteine.

Untersucht wurden zunächst 7 Larven, in einem späteren Versuch erneut 20 Larven. Verwendet wurde das Serum der Patientin als auch Serum eines atopischen Kontrollpatienten (■ Tab. 1).

Beim Postversand wurde jede Larve einzeln in ein leeres Eppendorf-Tube gegeben. Um sicherzustellen, dass sämtliche Bestandteile der versendeten Larven vollständig der geplanten Immunoblotdiagnostik zugeführt werden konnten und insbesondere, damit auch ggf. reflektorisch durch die Larven im Eppendorf-Gefäß abgeworfene Pfeilhaare für die geplanten immunologischen Untersuchungen nicht verloren gehen, wurde bei der versandfertigen Aufbereitung auf



Abb. 5 ◀ Silberkönigske (*Verbascum bombyciferum*) (a), haari-ge Oberfläche na-mensgebend für Wollkraut (b). (© An-dreas Montag)

die Zugabe von Nährmaterial, Polsterungen oder anderen Zusätzen verzichtet.

Ergebnisse. Der Versuch, bei unserer Patientin und 1 atopischen Kontrollpatienten über einen Immunoblot (Westernblot) die Proteine des gemörsterten Substrates der Larve des Wollkrautblütenkäfers aufzuschlüsseln und unter diesen die ggf. allergisch wirksamen Proteine der Larve zu charakterisieren, gelang nicht.

CAP-Kopplung

Durchführung (Methodik). Nachweis von spezifischem IgE mittels CAP-RAST (Carrier Polymer-Radio Allergo Sorbent Test), statt vorgefertigter antigenbeschichteter Trägerscheiben hier durch individuelle Kopplung des Substrates aus gemörstertem Larvenmaterial (■ Tab. 1). Untersucht wurde wie beim Immunoblot (Westernblot) zunächst das Substrat aus 7 Larven, in einem späteren Versuch

das Substrat aus 20 Larven (■ Tab. 1). Verwendet wurden das Serum der Patientin als auch die Seren von 2 atopischen Kontrollpatienten.

Ergebnisse. Weder bei unserer Patientin noch bei beiden atopischen Kontrollpatienten gelang der Nachweis von spezifischem IgE gegen Bestandteile der untersuchten Larven.

ImmunoCAP mit Antigen von *Trogoderma angustum*

Durchführung (Methodik). CAP-RAST (Carrier Polymer-Radio Allergo Sorbent Test) mit Serum unserer Patientin unter Verwendung kommerziell erhältlicher Testscheiben mit Antigen von *Trogoderma angustum*, eines Verwandten der Wollkrautblütenkäferlarve (■ Tab. 1).

Kommerziell steht bisher als immunologischer Test zum Nachweis von spezifischem IgE auf Speckkäferlarven

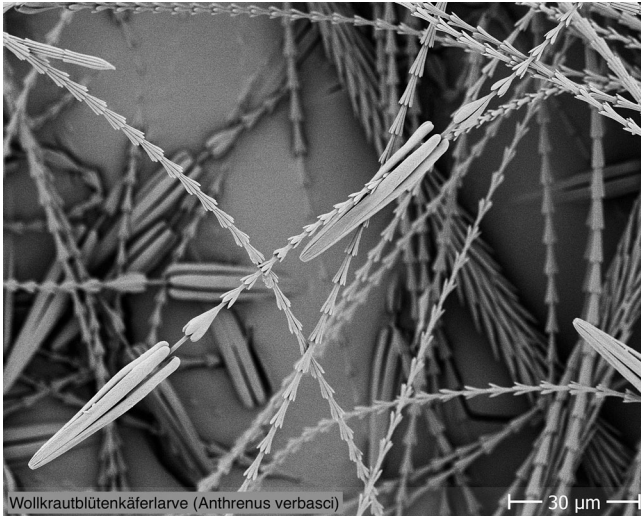


Abb. 6 ▲ Pfeilhaar, Wollkrautblütenkäferlarve (*Anthrenus verbasci*). (© Dietrich Mebs)

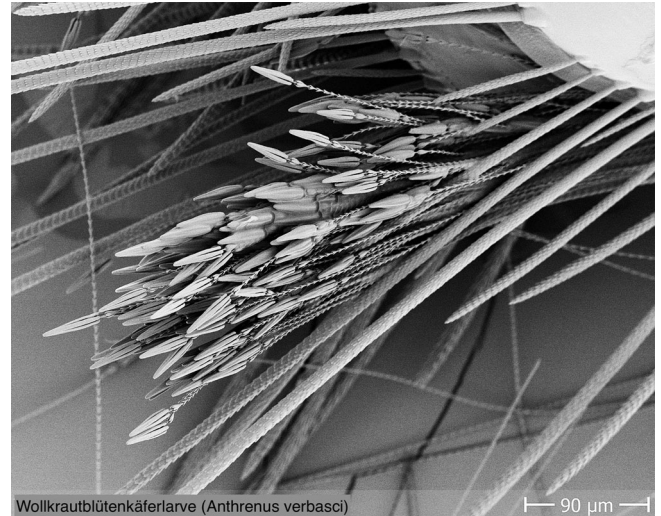


Abb. 7 ▲ Aufspreizende Pfeilhaare, Wollkrautblütenkäferlarve (*Anthrenus verbasci*). (© Dietrich Mebs)

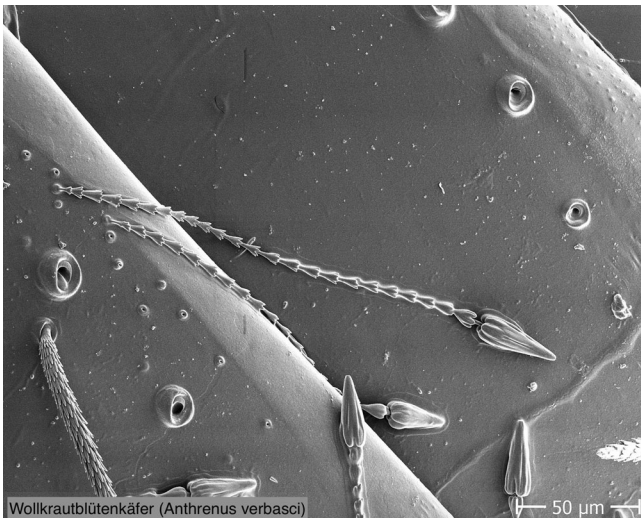


Abb. 8 ◀ Leere Verankerungen abgeworfener Pfeilhaare einer Wollkrautblütenkäferlarve (*Anthrenus verbasci*). (© Dietrich Mebs)

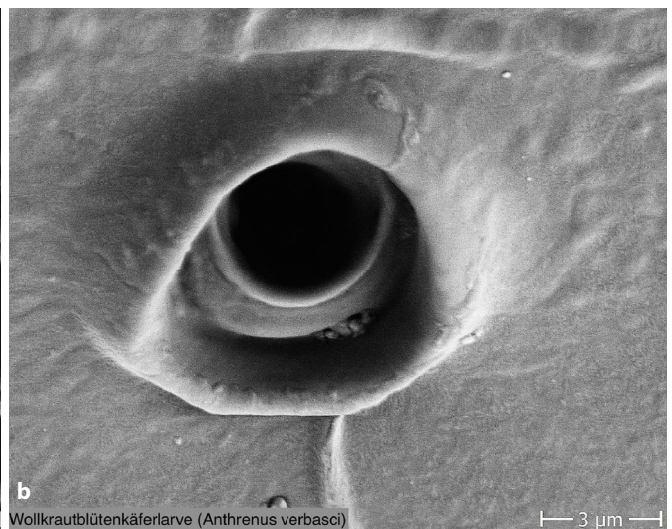
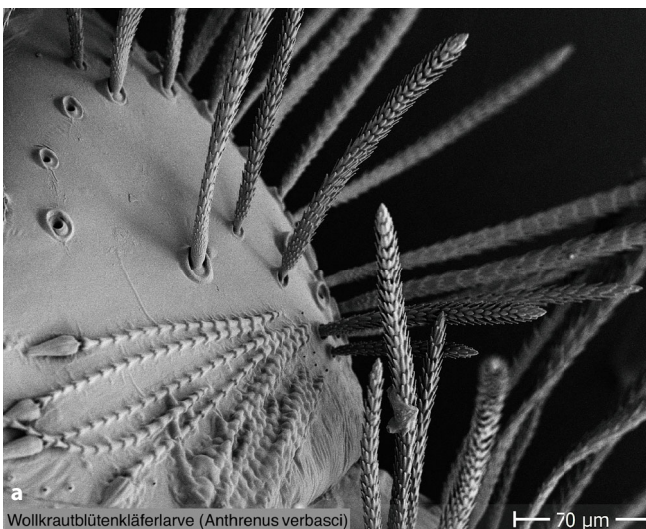


Abb. 9 ▲ Leere Verankerungen abgeworfener Borstenhaare einer Wollkrautblütenkäferlarve (*Anthrenus verbasci*). **a** Übersicht, **b** Detail. (© Dietrich Mebs)



Abb. 10 ▲ Prick-Testung mit gemörserter Larve und Larvenhülle, Wollkrautblütenkäfer (*Anthrenus verbasci*)

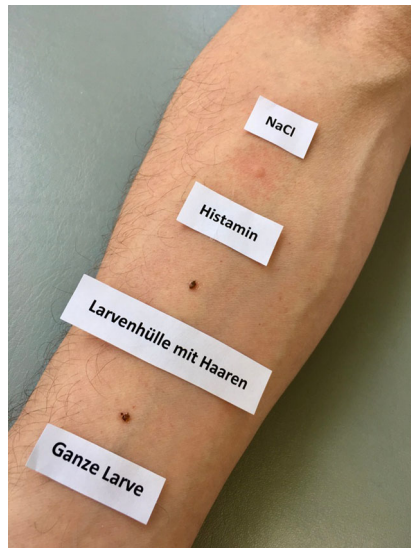


Abb. 11 ▲ Atopische Kontrollpatientin, schwach positive Reaktion auf gemörserte Wollkrautblütenkäferlarve (*Anthrenus verbasci*). (© Andreas Montag)

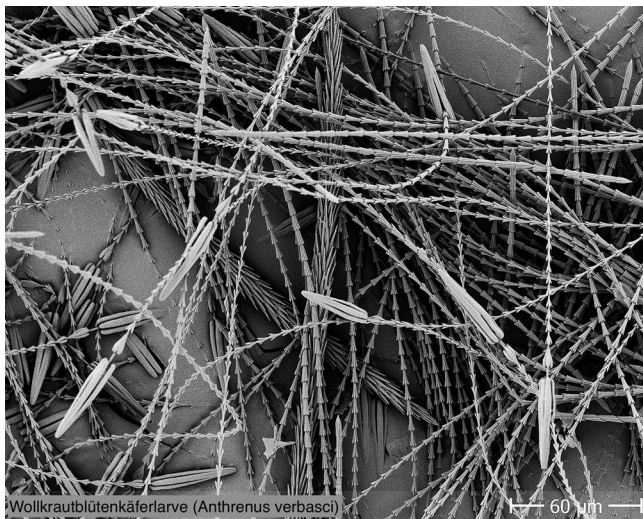


Abb. 12 ◀ Ge-spinnstartige Netze aus Pfeil- und Bors-tenhaaren der Wollkrautblütenkäferlarve (*Anthrenus verbasci*). (© Dietrich Mebs)

(*Dermestidae*) ausschließlich der hier genutzte ImmunoCAP (Sandwich-ELISA) der Fa. Thermo Fisher scientific (Fa. Thermo Fisher, Waltham, MA, USA, ehem. Phadia, Uppsala, Schweden) zum Nachweis von spezifischem IgE gegen die Speckkäfergattung *Trogoderma* zur Verfügung, speziell gegen den Berlin-Käfer (*Trogoderma angustum*) [21]. Kommerzielle Tests zum Nachweis von spezifischem IgE auf *Anthrenus*-Käferlarven existieren bis heute nicht.

Ergebnisse. Nachweis von spezifischem IgE (i76 *Trogoderma angustum* – Berlin-Käfer) der CAP-RAST-Kl. 4 (v. 6).

Therapie und Prävention

Zum Zeitpunkt der Erstvorstellung in unserer dermatologischen Sprechstunde waren die klinischen Beschwerden bereits weitgehend abgeklungen, die Patientin beschränkte sich zum Zeitpunkt der Erstvorstellung bereits auf die Anwendung einer freiverkäuflichen Polidocanol-haltigen Pflegelotion. Das klinische Vollbild der *Anthrenus*-Der-

matitis, insbesondere der damit verbundene Pruritus bedarf in anderen Fällen üblicherweise der Verordnung verschreibungspflichtiger topischer Steroide, ausreichend sind zumeist Zubereitungen der Wirkstoffklasse II–III.

Die Bekämpfung der Wollkrautblütenkäferlarve erfordert eine gründliche Reinigung des gesamten Wohnbereichs und aller daran angrenzenden Räume. Wir rieten der Patientin zu entsprechenden Reinigungs- und ggf. Sanierungsmaßnahmen.

Zur Abtötung eingnisteter Larven, Puppen und Käfer kommen Insektizide zum Einsatz; sei es als natürliches Pyrethrum (beispielsweise als Teeaufguss aus getrockneten Blüten der Dalmatinischen Insektenblume [*Tanacetum cinerariifolium*]) oder als synthetische Pyrethroide.

Im Garten unserer Patientin fanden sich mehrere Exemplare der Silberkönigskerze (*Verbascum bombyciferum*) (Abb. 5a, b) als bevorzugte Nahrungsquelle für den erwachsenen Käfer. Wir rieten unserer Patientin dringend, diese Pflanze zu entfernen.

Diskussion

Larven der *Anthrenus*-Käfer sind gefürchtete Materialschädlinge, ebenso wie die Larven der meisten anderen *Dermestidae*. Gelegentlich treten diese Larven aber auch als Auslöser typischer, stark juckender, papulöser Hautreaktionen in Erscheinung, die als *Anthrenus*-Dermatitis [8] bekannt sind. Obwohl dieser Begriff eigentlich auf die Gattung *Anthrenus* beschränkt ist, wird er synonym nicht selten auch für vergleichbare, durch andere *Dermestidae* verursachte Hautreaktionen verwendet.

Unsere Patientin stellte sich mit den typischen Symptomen einer *Anthrenus*-Dermatitis vor. Weitere Symptome, auch Reizungen der Atemwege begleiteten das klinische Bild. Als Auslöser konnte die Larve des Wollkrautblütenkäfers (*Anthrenus verbasci*) identifiziert werden.

Zwischen Ende Mai und Anfang Juni findet meist im Freien die Paarung der Wollkrautblütenkäfer statt. Anschließend suchen die Weibchen geeignete Plätze zur Eiablage auf, meist in Spalten und Ritzen im Innern von Häusern. Aus

Tab. 1 Allergologische Diagnostik					
Test	Prick to Prick ^a	Prick to Prick ^a	Immunoblot (Westernblot) ^b	Spezifisches IgE mittels CAP-Kopplung ^c	ImmunoCAP (Sandwich-ELISA) ^d
Material	Ganze Larve mit Pfeilhaaren (<i>Anthrenus verbasci</i>)	Larvenhülle mit Pfeilhaaren (<i>Anthrenus verbasci</i>)	Ganze Larve mit Pfeilhaaren (<i>Anthrenus verbasci</i>)	Ganze Larve mit Pfeilhaaren (<i>Anthrenus verbasci</i>)	i76 <i>Trogoderma angustum</i> (Berlin-Käfer)
Durchführung (Methodik)	1. Prick-to-Prick-Testung (intakte Larve)	1. Prick-to-Prick-Testung (intakte Larvenhülle)	1. Lauf vom 20.08.2018 mit Substrat aus 7 gemörserten Larven	1. CAP-Kopplung vom 08.10.2018 mit gemörsertem Larvenmaterial (7 Larven, entsprechend 19 mg Larvenmaterial/2 ml Lsg.) zum Nachweis von spezifischem IgE gegen Bestandteile der Larve	Untersuchung des Patientenserums mittels CAP-RAST unter Verwendung kommerziell erhältlicher, industriell vorgefertigter Testscheiben mit Antigenen von <i>Trogoderma angustum</i> , eines Verwandten der Wollkrautblütenkäferlarve
	2. Prick-to-Prick-Testung (gemörserte Larve)	2. Prick-to-Prick-Testung (gemörserte Larvenhülle)	2. Lauf vom 08.10.2018 mit Substrat aus 7 gemörserten Larven	2. CAP-Kopplung vom 22.11.2019 mit gemörsertem Larvenmaterial (20 Larven, entsprechend 56 mg Larvenmaterial/2 ml Lsg.) zum Nachweis von spezifischem IgE gegen Bestandteile der Larve	
Ergebnis Patientin	1. Prick-to-Prick (intakte Larve) ++ (Histamin: ++, NaCl: neg.)	1. Prick-to-Prick (intakte Larvenhülle) ++ (Histamin: ++, NaCl: neg.)	1. und 2. Lauf: Jeweils ausschließlich beim Proteinmarker Nachweis einer Bande bei 28 kDa, keine Banden auf den Gelelektrophoresestreifen	1. und 2. CAP-Kopplung: Jeweils Gesamt-IgE 1000 Jeweils spezifisches IgE (Larvenproteinmaterial): 0 kU/ml (negativ)	Spezifisches IgE (i76 <i>Trogoderma angustum</i> – Berlin-Käfer): Kl. 4 (v. 6)
	2. Prick-to-Prick (gemörserte Larve) ++ (Histamin: ++, NaCl: neg.)	2. Prick-to-Prick (gemörserte Larvenhülle) ++ (Histamin: ++, NaCl: neg.)			
Ergebnis Kontrollgruppe	1. Prick-to-Prick (intakte Larve):	1. Prick-to-Prick (intakte Larvenhülle):	Atopischer Kontrollpatient: 1. und 2. Lauf:	1. CAP-Kopplung	
	9 Kontrollpersonen: negativ (Histamin: ++, NaCl: neg.)	9 Kontrollpersonen: negativ (Histamin: ++, NaCl: neg.)	Jeweils ausschließlich beim Proteinmarker Nachweis einer Bande bei 28 kDa, keine Banden auf den Gelelektrophoresestreifen	Atopischer Kontrollpatient 1: Gesamt-IgE 25.000 Spezifisches IgE (Larvenproteinmaterial): 0,53 kU/l (Klasse 1)	
	1 Kontrollperson: + (Histamin: ++, NaCl: neg.)	1 Kontrollperson: + (Histamin: ++, NaCl: neg.)		Atopischer Kontrollpatient 2: Gesamt-IgE 7000 kU/l Spezifisches IgE (Larvenproteinmaterial): 0 kU/ml (negativ)	
	2. Prick-to-Prick (gemörserte Larve):	2. Prick-to-Prick (gemörserte Larvenhülle):		2. CAP-Kopplung	
	9 Kontrollpersonen: negativ (Histamin: ++, NaCl: neg.)	9 Kontrollpersonen: negativ (Histamin: ++, NaCl: neg.)		Atopischer Kontrollpatient 1: Gesamt-IgE 20.000 Spezifisches IgE (Larvenproteinmaterial): 0,83 kU/l (Klasse 1)	
	1 Kontrollperson: + (Histamin: ++, NaCl: neg.)	1 Kontrollperson: + (Histamin: ++, NaCl: neg.)		Atopischer Kontrollpatient 2: Gesamt-IgE 5000 kU/l Spezifisches IgE (Larvenproteinmaterial): 0 kU/ml (negativ)	
Testort	Praxis Dr. Montag	Praxis Dr. Montag	Allergielabor der Hautklinik, Ludwigs-Maximilians-Universität München	Allergielabor der Hautklinik, Ludwigs-Maximilians-Universität München	Labor Lademannbogen, Hamburg; ImmunoCAP der Fa. Thermo Fisher scientific (Fa. Thermo Fisher, Waltham, MA, USA, ehem. Phadia, Uppsala, Schweden)

IG Immunglobulin, CAP „carrier polymer“, ELISA „enzyme-linked immunosorbent assay“, Lsg. Lösung, CAP-RAST Carrier Polymer-Radio Allergo Sorbent Test, NaCl Natriumchlorid, neg. negativ

^aPraxis Dr. Montag

^bAllergielabor der Hautklinik, Ludwigs-Maximilians-Universität München

^cLabor Lademannbogen, Hamburg

^dImmuno CAP der Fa. Thermo Fisher scientific, Waltham, Massachusetts, USA (ehemals Fa. Phadia, Uppsala, Schweden)

30 bis 40 Eiern (■ Abb. 3a) schlüpfen dort abhängig von der Raumtemperatur nach 2 bis 3 Wochen die ersten Larven. Diese haben temperaturabhängig eine durchschnittliche Lebenserwartung bis zu 1 Jahr. In besonderen Fällen können sie, ohne viel Wasser zu benötigen, bis zu 3 Jahre überdauern [6]. Das Puppenstadium dauert 3 Wochen, der Käfer selbst lebt maximal 2 bis 4 Wochen. Die Larven ernähren sich in dieser Zeit von Keratin und Chitin toter Insekten, Tierhaaren und Vogelfedern, sie verschmähen aber auch Naturmaterialien wie Pelze, Wollfäden, Rosshaar und Lebensmittel, wie beispielsweise Haferflocken und Ähnliches, nicht [12].

Das Wohnhaus unserer Patientin ist älteren Baujahres und steht in ländlicher Umgebung; die räumlichen Gegebenheiten mit zahlreichen Ritzen und Spalten in Wänden und Böden bieten der Larve des Wollkrautblütenkäfers dort ein ideales Habitat.

Nur wenige Übersichtsarbeiten beschäftigen sich mit dem Krankheitsbild der *Anthrenus*-Dermatitis und ihren Ursachen [1, 8, 14]. Ahmed et al. [1] griffen ebenso wie Horster et al. [8] die seit Langem gehegte Vermutung auf, es könne sich bei der *Anthrenus*-Dermatitis um eine allergische Reaktion vom Soforttyp handeln. Dies erklärt, warum bisher nur wenige Menschen im Kontakt mit *Anthrenus*-Larven reagieren, und liefert eine Begründung für die auch bei unserer Patientin erkennbare Crescendo-Reaktion der klinischen Beschwerden. Dennoch sind umfassende allergologische Untersuchungen an Patienten mit einer *Anthrenus*-Dermatitis, ausgelöst durch Larven des Wollkrautblütenkäfers, bisher noch nicht durchgeführt worden, ebenso wenig finden sich rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen an den verantwortlichen Larven.

Wir entschlossen uns deshalb, zunächst die in vivo durchgeführte allergologische Diagnostik des Arbeitskreises um Horster et al. [8] aufzugreifen. Die dort beschriebene Prick-Testung führten wir bei unserem eigenen Patientengut als Prick-to-Prick aus.

Der trotz aller Optimierungsversuche der Rahmenbedingungen nicht ausreichende Nachweis von Banden im Immu-

noblot und der fehlende Nachweis von spezifischem IgE auf Larvenbestandteile in der durchgeführten CAP-Kopplung ist am ehesten durch die geringe Zahl der für die Testansätze zur Verfügung stehenden Wollkrautblütenkäferlarven zu erklären. Die Larve des Wollkrautblütenkäfers misst kaum mehr als 2–3 mm Länge und maximal 0,5–1 mm Breite. Der zugehörige Käfer (nicht mitgetestet) misst kaum mehr als 1–2 mm Körperlänge und weniger als 1 mm in der Breite. Die testfähige Substratmenge aus den Larven fiel dementsprechend gering aus. Wenn auch die Steigerung der Larvenmenge von 7 auf 20 Larven in der CAP-Kopplung zu einem messbaren Anstieg des nachweisbaren spezifischen IgE von 0,53 kU/l auf 0,83 kU/l führte, ist möglicherweise auch die Menge von 20 Larven für den Nachweis einer allergischen Sensibilisierung noch zu gering. Die immunologischen Testverfahren werden wir wiederholen, sobald Larven in noch größerer Zahl zur Verfügung stehen. Auch andere Arbeitsgruppen sind aufgerufen, mit einer größeren Zahl an Wollkrautblütenkäferlarven oder anderen Larven der Gattung *Anthrenus* immunologische Untersuchungen durchzuführen.

Da klinisch manifeste Allergien vom Soforttyp gegen den Berlin-Käfer bereits mehrfach beschrieben wurden [11, 22] und da Wollkrautblütenkäfer und Berlin-Käfer Angehörige der gleichen Käfer-Familie (Speckkäfer, *Dermestidae*) sind, wurde zum Nachweis von spezifischem IgE ein kommerziell verfügbarer ImmunoCAP mit handelsüblichen Testscheiben durchgeführt, beschichtet mit Antigen des Berlin-Käfers (*Trogoderma angustum*). Den Nachweis von spezifischem IgE (Kl. 4 v. 6) gegen Bestandteile des Berlin-Käfers bei unserer Patientin halten wir für relevant. Ob jedoch tatsächlich eine allergologisch relevante Antigenverwandtschaft zwischen *Anthrenus*- und *Trogoderma*-Arten besteht, wurde bislang noch nicht untersucht.

In der Gesamtschau aus klinischem Beschwerdebild, positivem Prick-Test und den immunologischen Ergebnissen halten wir eine Allergie vom Soforttyp auf Bestandteile der Larven des Wollkrautblütenkäfers bei unserer Patientin für belegt.

Der klinische Verlauf der *Anthrenus*-Dermatitis mit initialen kunststechnadelkopfgroßen Urtikae und Übergang in wochenlang persistierende, juckende Knötchen entspricht dem Übergang einer allergischen Reaktion vom Soforttyp (Typ I nach Coombs und Gell) in eine allergische Reaktion vom Spättyp (Typ IV nach Coombs und Gell). Aufgrund der bei Vorliegen einer *Anthrenus*-Dermatitis in der Literatur beschriebenen, stets negativ ausgefallenen Testreaktionen [1, 4] haben wir, ebenso wie schon die Münchner Arbeitsgruppe um S. Horster, J.C. Prinz, N. Holm und A. Wollenberg [8], auf die Durchführung eines Epikutantests verzichtet.

Wochenlang persistierende knotige Effloreszenzen mit anhaltendem oder rezidivierendem starkem Juckreiz treten auch im Bereich der Einstichstellen verschiedener Stechinsekten auf, bekanntestes Beispiel sind blutsaugende Mücken aus der Familie der Gnizen bzw. Bartmücken (*Ceratopogonidae*). Auch hier sind bei betroffenen Patienten bisher keinerlei positive Testreaktionen im Rahmen durchgeführter Epikutantestungen beschrieben worden.

Anthrenus- und *Trogoderma*-Larven, aber auch Larven weiterer Gattungen der Speckkäfer (*Dermestidae*) sind gut gegen Fressfeinde gerüstet. Am distalen Teil des Abdomens tragen sie ein mit Widerhaken bewehrtes Büschel Pfeilhaare, die Wirkstoffe enthalten und Haut- und Schleimhautreaktionen auslösen können. In entomologischen und allergologischen Arbeiten [1, 8, 16] werden die bereits ausführlich beschriebenen allergologischen Wirkungen ausschließlich den Pfeilhaaren der *Anthrenus*-Larven zugeschrieben.

Ob die angeschuldigten allergenen Wirkstoffe von *Anthrenus verbasci* tatsächlich nur in den Pfeilhaaren der Larve selbst zu finden sind oder ob diese auch in der Lymphe von Larve oder gar Käfer nachweisbar sind, konnte in der hier vorliegenden Arbeit nicht abschließend geklärt werden. Wie aber bereits durch die Münchner Arbeitsgruppe um Horster [8] beschrieben, gibt es gute Gründe anzunehmen, dass die Spitzen der Pfeilhaare möglicherweise selbst frei von Wirkstoffen sind und allergisch

wirksame Bestandteile des Larvengewebes lediglich in die Haut betroffener Patienten hineinbringen, gleichsam als natürlicher Prick-Test. Demnach könnten die verantwortlichen Allergene auch im Hüllgewebe der Larve oder in ihrer Lymphe zu finden sein. Dieser Verdacht wird auch durch die positiven Testergebnisse bei unserer Patientin gestützt; nachgewiesen im Prick-to-Prick mit ganzer Larve und Larvenhülle (■ Tab. 1). Auch werden der Biss des erwachsenen Käfers von *Anthrenus verbasci* und das damit verbundene Einbringen von Käferspeichel als ein möglicher Auslöser der juckenden Papeln diskutiert [8, 18, 20].

Bisweilen wird der Abwurfmechanismus der Borstenhaare angezweifelt, bestenfalls wird von leicht abbrechenden Haaren oder Pfeilspitzen berichtet [14]. Die vorliegenden EM(Elektronenmikroskop)-Aufnahmen belegen diesen Abwurfmechanismus jedoch zweifelsfrei und zeigen dieses Phänomen nicht nur für die Pfeilhaare, sondern erstmals auch für die Borstenhaare; zu sehen sind die unbeschädigten, aber leeren Verankerungen der Haarbüschel im Chitinpanzer der Larve (■ Abb. 8 und 9a, b; [16]). Ein ausfallendes Haar zieht dabei durch Verhaken das folgende nach. Die abgeworfenen Pfeil- und Borstenhaare bilden gespinstartige, undurchdringliche Netze (■ Abb. 12), in denen sich räuberische Insekten leicht verfangen können. Pfeilhaare geraten aber auch direkt in deren Mundwerkzeuge. Viele Raubinsekten und kleinere Prädatoren werden Opfer dieses Abwehrmechanismus [2].

Die in den Pfeilhaaren postulierten dermatologisch wirksamen Komponenten zeigen bei einigen Menschen, so auch bei unserer Patientin, eine IgE-vermittelte allergische Reaktion. Dennoch ist die hier dargestellte Kombination mechanischer und chemischer Verteidigungsmaßnahmen gegen ihre natürlichen Feinde für Wollkrautblütenkäferlarven erst dann wirklich effektiv, wenn mit den Pfeilhaaren auch der Einsatz toxischer Wirkstoffe verbunden ist. Bei Fressfeinden wie bei der Raubwespe *Laelius pedatus*, die sich in diesen Gespinstnetzen verfangen und darin

verenden, scheint sich diese toxische Wirkung zumindest zu bestätigen.

Die vorliegende Arbeit unterstreicht die Bedeutung der *Anthrenus*-Dermatitis im klinischen Alltag. Die von uns durchgeführten Rückfragen bei Betrieben für Schädlingsbekämpfung in größeren und mittleren Städten belegen besonders häufige Einsätze gegen *Anthrenus*-Larven nicht nur in Deutschland, sondern europaweit.

Die durch *Anthrenus*-Larven ausgelösten dermatologisch-allergologischen Beschwerden beschränken sich zumeist auf reine Hautsymptome. Ist dem behandelnden Arzt die typische Hautsymptomatik nicht vertraut, kann dieses Krankheitsbild, insbesondere ohne konkreten Larvennachweis, leicht fehlgedeutet werden. Der vorübergehenden Linderung eingetretener Beschwerden durch symptomatische Therapie mit topischen Steroidzubereitungen folgt dann zwingend das baldige Rezidiv.

Die Ausweitung einer *Anthrenus*-Dermatitis auf Schleimhäute und Atemwege wie bei unserer Patientin ist insbesondere bei Atopikern unserer Erfahrung nach nicht selten. Der vorliegende Beitrag soll daher helfen, das klinische Bild einer *Anthrenus*-Dermatitis zu erkennen, um konkrete Maßnahmen zur Therapie und Prävention zu veranlassen.

Korrespondenzadresse

Dr. med. Andreas Montag
Praxis für Dermatologie und Venerologie
Schweriner Str. 17, 22143 Hamburg,
Deutschland
info@praxis-dr-montag.de

Danksagung. Unser besonderer Dank gilt Frau Sonja Gaßner und Frau Anika Versec, Allergielabor der Hautklinik und Poliklinik, Ludwig-Maximilians-Universität, München, für die praktische Durchführung der immunologischen Untersuchungen, Prof. Dr. med. Andreas Wollenberg für die vorbehaltlose Unterstützung, die Initiative zur Durchführung der immunologischen Untersuchungen und für die Herstellung des Kontaktes zum Allergielabor sowie Prof. Dr. med. French, Ärztlicher Direktor der Hautklinik und Poliklinik, für die Bereitschaft, die unter seinem Vorgänger Prof. Dr. med. Ruzicka im Allergielabor begonnenen immunologischen Untersuchungen fortzusetzen. Der Patientin und ihrer Familie danken wir für die Hilfe beim Sammeln von Larven und Käfern, Frau Sonja Schild für die Unterstützung bei der Koordinierung der interkollegialen Zusammenarbeit. Herrn Andreas Herrmann, Entomologe, Stade, danken wir für die Unterstützung bei der zweifelsfreien

Bestimmung der Wollkrautblütenkäferlarve (*Anthrenus verbasci*). Herrn Univ. Doz. Dr. med. Wolfgang Hemmer, Floridsdorfer Allergiezentrum, Wien, gilt unser Dank für den wertvollen Austausch hinsichtlich allergologischer und immunologischer Fragestellungen zu *Dermeestidae*. Herr Niklas Döring vom FB Biowissenschaften der Goethe-Universität Frankfurt war uns eine wertvolle Hilfe bei den rasterelektronenmikroskopischen Untersuchungen.

Einhaltung ethischer Richtlinien

Interessenkonflikt. A. Montag, D. Mebs und E. Oppel geben an, dass kein Interessenkonflikt besteht.

Für diesen Beitrag wurden von den Autoren keine Studien an Menschen oder Tieren durchgeführt. Für die aufgeführten Studien gelten die jeweils dort angegebenen ethischen Richtlinien. Für Bildmaterial oder anderweitige Angaben innerhalb des Manuskripts, über die Patienten zu identifizieren sind, liegt von ihnen und/oder ihren gesetzlichen Vertretern eine schriftliche Einwilligung vor.

Literatur

1. Ahmed AR, Moy R, Barr AR, Price Z (1981) Carpet beetle dermatitis. *J Am Acad Dermatol* 5(4):428–432
2. Al-Kirshi AG (1998) Untersuchungen zur biologischen Bekämpfung von *Trogoderma granarium* EVERTS, *Trogoderma angustum* (SOLIER) und *Anthrenus verbasci* L. (Coleoptera, Dermestidae) mit dem Larvalparasitoiden *Lealius pedatus* (SAY) (Hymenoptera, Bethyridae). <https://edoc.hu-berlin.de/bitstream/handle/18452/14950/Al-Kirshi.pdf?sequence=1>. Zugriffen: 11. März 2020
3. Baldo BA, Panzani RC (1988) Detection of IgE antibodies to a wide range of insect species in subjects with suspected inhalant allergies to insects. *Int Arch Allergy Immunol* 85(3):278–287
4. Cormia FE, Lewis GM (1948) Contact dermatitis from beetles, with a report of a case due to the carpet beetle (*anthrenus scrophulariae*). *NY State J Med* 48:2047–2039
5. Cuesta-Herranz J, de las Heras M, Sastre J, Lluch M, Fernández M, Lahoz C, Alvarez-Cuesta E (1997) Asthma caused by dermestidae (black carpet beetle): a new allergen in house dust. *J Allergy Clin Immunol* 99(1):147–149
6. Hase A (1939) Über die Lebensfähigkeit von *Anthrenus verbasci* L. (Coleoptera: Dermestidae.). <http://sdei.senckenberg.de/~openaccess/02454.pdf>. Zugriffen: 9. März 2020
7. Háva J, Herrmann A (2020) New faunistic records and remarks on dermestidae (coleoptera) part 20. *Natura Somogyiensis* 34:9–20
8. Horster S, Prinz JC, Holm N, Wollenberg A (2002) *Anthrenus* dermatitis. *Hautarzt* 53(5):328–331
9. Hoverson K, Wohltmann WE, Pollack RJ, Schissel DJ (2015) Dermestid dermatitis in a 2-year-old girl: case report and review of the literature. *Pediatr Dermatol* 32(6):e228–e233
10. Kemper H (1950) Die Haus- und Gesundheitsschädlinge und ihre Bekämpfung. Duncker und Humblot, Berlin
11. Klaschka F, Rudolph R (1981) *Trogoderma angustum* solier larva—a new inhaled allergen. *Dermatosen Beruf Umw* 29(1):9
12. Kunike G (1939) Neuere Ergebnisse über die Eiablage und Generationsfolge der *Anthrenus*-

- Arten. Anzeiger Schädlingkunde 15:80–84.
<https://doi.org/10.1007/BF02336784>
13. Koch HJ (2002) Forensische Entomologie. Prä- und postmortale Leichenbesiedlung durch Insekten. Diplomarbeit. Fachbereich II – Kriminalwissenschaften. Fachhochschule Villingen-Schwenningen. Hochschule für Polizei. http://benecke.com/pdf/koch_fe.pdf. Zugegriffen: 11. März 2020
 14. Ma M, Burkholder WE, Carlson SD (1978) Supra-anal organ: a defensive mechanism of the furniture carpet beetle, *anthrenus flavipes* (coleoptera: dermestidae). *Ann Entomol Soc Am* 71(5):718–723
 15. Pasqual C, Kovar I, Zhantiev RD (2009) Dermestidae. Fauna Europaea. https://fauna-eu.org/cdm_dataportal/taxon/80acc357-21e4-41b5-8550-d8ff32bd5f44. Zugegriffen: 9. März 2020
 16. Peters W (1999) Echte Haare und Schuppen. In: Dettner K, Peters W (Hrsg) *Lehrbuch der Entomologie*. Gustav Fischer, Stuttgart, Jena, Lübeck, Ulm, S22
 17. Rudolph R (1985) Zur ökoallergologischen Bedeutung von *Trogoderma angustum* SOLIER in Berlin (west). Freie Universität Berlin, Berlin
 18. Schwartz L, Tulipan L (1939) *A text-book of occupational diseases of the skin*. Lea & Febiger, Philadelphia, USA
 19. Sheldon JM, Johnston JH (1941) Hypersensitivity to beetles (coleoptera): report of a case. *J Allergy* 12(5):493–494
 20. Southcott RV (1989) Injuries from coleoptera. *Med J Aust* 151(11–12):654–659
 21. Thermo Fisher scientific (2020) ImmunoCAP-Allergene-Insekten-i76 *Trogoderma angustum* (Berlinkäfer). http://www.phadia.com/Global/Market%20Companies/Germany/Dokumentenbibliothek/Promotionsmaterial%20Allergie/ImmunoCAP_Allergen%C3%BCbersicht%202020-01.pdf. Zugegriffen: 11. März 2020
 22. Wirtz RA (1984) Allergic and toxic reactions to non-stinging arthropods. *Annu Rev Entomol* 29(1):47–69