

Methodische Hinweise zur Kleinsäugetierforschung

mit 10 Abbildungen und einem Übersichtsschema

WERNER SYKORA

Gliederung

1. Einleitung und Aufgabenstellung
 2. Methoden der Feldforschung
 - 2.1. Vorarbeiten und Voruntersuchungen
 - 2.2. Kleinsäugerfang — Qualitatives und quantitatives Erfassen
 - 2.3. Stelldauer der Fallen
 - 2.4. Fallentypen und Köder
 - 2.5. Vorbereitung der Fallen für die Feldarbeit
 - 2.6. Kontrolle der Fallen und der Transport der Tiere
 - 2.7. Behandlung der erbeuteten toten Kleinsäuger und deren Datenerfassung
 3. Auswertungsmöglichkeiten und Darstellungsvorschläge
 4. Aktivitätsuntersuchungen im Freiland und Tiermarkierungen
 5. Anhang
 - 5.1. Übersichtsblatt zur Kleinsäugerforschung in Habitaten naturnaher Waldgesellschaften
 - 5.2. Schemen zur Tiermarkierung
 - 5.3. Hygienische Belange beim Umgang mit Kleinsäugetieren
- Zusammenfassung
Literatur

1. Einleitung und Aufgabenstellung

Die stetige intensivere Beanspruchung unserer Kulturlandschaft verlangt eine verstärkte Forschungsarbeit in den Lebensräumen naturnaher Landschaftsteile, insbesondere in den Naturschutzgebieten.

Dabei stehen in den Kreisgebieten folgende Aufgaben:

- Inventarisierung in naturnahen Landschaften, in den Naturschutzgebieten und Flächennaturdenkmälern.
- Qualitative und quantitative Beobachtungen an Kleinsäugerpopulationen — Populationsanalysen in der Wechselwirkung zur Umwelt.

- Erhaltung des Artenreichtums durch wissenschaftlich fundierte Pflegemaßnahmen innerhalb der Schutzgebiete.
- Auswertung der gewonnenen Erkenntnisse zur Erhaltung der Faunenelemente bei der Pflege größerer Landschaftsräume — Landschaftsschutzgebiete.

Die folgenden Ausführungen sollen einen Beitrag leisten, die Ergebnisse auf dem Sektor der Kleinsäugerforschung durch die Anwendung einheitlicher Arbeitsmethoden besonders auf dem Gebiet der Feldarbeit, in Zukunft besser vergleichbar zu gestalten. Mit dieser Zusammenstellung soll außerdem den überwiegend ehrenamtlich arbeitenden Kleinsäugertierforschern der DDR eine Informationsquelle gegeben werden.

Die wissenschaftliche und organisatorische Beratung der Kleinsäugerforschung in der DDR erfolgt durch die AG Säugetierkunde der Biologischen Gesellschaft der DDR.

Die Ordnung der Fledermäuse (*Chiroptera*) wird speziell durch den Arbeitskreis für Fledermausschutz und -forschung (Mitteilungen des Arbeitskreises: „NYCTALUS“), die Ordnungen der Insektenfresser (*Insectivora*), der Nagetiere (*Rodentia*) und der Raubtiere (*Carnivora*) durch den Arbeitskreis für Kleinsäugerforschung betreut.

Die Kleinsäugerpopulationen mit größeren Schadauswirkungen für die Volkswirtschaft, insbesondere in den Bereichen der Land- und Forstwirtschaft, wasserwirtschaftlicher Bauwerke, der Hygiene mit den Teilgebieten der Tierhaltung, der Lager- und Nahrungsgüterwirtschaft und des Arbeits- und Wohnbereiches der Menschen, werden durch die zuständigen Fachorgane und Betriebe der DDR kontrolliert bzw. bekämpft.

Im einzelnen handelt es sich dabei:

Um Feldmaus (*Microtus arvalis*), Schermaus (*Arvicola terrestris*) und Feldhamster (*Cricetus cricetus*) im Bereich der Landwirtschaft, kontrolliert durch den Warndienst im staatlichen Pflanzenschutzdienst der DDR.

Um Erd- (*Microtus agrestis*), Feld- (*M. arvalis*) und Rötelmaus (*Clethrionomys glareolus*) im Bereich der Forstwirtschaft, überwacht und bekämpft durch die Forstwirtschaftsbetriebe.

Um die Bisamratte (*Ondatra zibethica*) im Bereich wasserwirtschaftlicher Bauwerke (Dämme, Deiche), bekämpft durch Beauftragte der Direktionen der Wasserwirtschaft.

Um die Wanderratte (*Rattus norvegicus*); seltener die Hausratte (*Rattus rattus*) und die Hausmaus (*Mus musculus*) in den Bereichen der Wohnbauten und der Nahrungsgüterwirtschaft einschließlich der Viehzucht, kontrolliert durch die staatliche Hygieneinspektion.

Die jagdbaren Säugetiere werden von der AG Jagd- und Wildforschung der Akademie der Landwirtschaftswissenschaften der DDR wissenschaftlich bearbeitet. Die wissenschaftliche Bearbeitung der geschützten Tierarten (nach 1. DVO zum Landeskulturgesetz § 14 und der Anordnung zum Schutze von wildwachsenden Pflanzen und nicht jagdbaren, wildlebenden Tieren vom 6. 7. 1970, GBL II S. 479) obliegt dem Institut für Landschaftsforschung und Naturschutz Halle (Saale), Zweigstelle Dresden, 8019 Dresden, Stübelallee 2.

Als Sammelzentrale für Totfunde der vom Aussterben bedrohten Tierarten arbeitet der WB Zoologie der Sektion Biowissenschaften der Martin-Luther-Universität Halle, 402 Halle (Saale) Domplatz 4. Die Leitung der AG Säugetierkunde liegt z. Zt. in den Händen von Dr. R. ANGERMANN, Museum für Naturkunde der Humboldt-Universität Berlin, 104 Berlin, Invalidenstraße 43.

2. Methoden der Feldforschung

2.1. Vorarbeiten und Voruntersuchungen

Für die Forschungsarbeiten in den Naturschutzgebieten und in den Flächennaturdenkmälern ist eine Sondergenehmigung erforderlich. Für die Naturschutzgebiete erteilt die Genehmigung das Referat für Naturschutz beim Rat des Bezirkes in Abstimmung mit der zuständigen Zweigstelle des Institutes für Landschaftsforschung und Naturschutz. Das Naturschutzorgan der Räte der Kreise erteilt die Sondergenehmigung für die Arbeiten in den Flächennaturdenkmälern.

Forschungsvorhaben, die den Fang der geschützten Kleinsäugerarten (Igel, Fledermäuse, Schläfer, Mauswiesel und Ziesel) grundsätzlich mit einbeziehen, sind ebenfalls mit der Zweigstelle Dresden des Institutes für Landschaftsforschung und Naturschutz abzustimmen.

Zu den nächsten Vorarbeiten gehört die klimatische; geobotanische und faunistische Einordnung des Untersuchungsgebietes. Die Handbücher der Naturschutzgebiete der DDR können dafür eine ausreichende Grundlage bilden.

Bei den erforderlichen Exkursionen ins Untersuchungsgebiet zum Zwecke der Vorauswahl der Fang- oder Beobachtungsorte, sollte bereits auf Fraßplätze, -spuren, Kotablagen, Nage-, Kletter-, Tritt-, Schleifspuren u. a. spezifische Tierzeichen geachtet werden. Bei diesen Voruntersuchungen sollte auf die Kontrolle natürlicher und künstlicher Höhlen, auf das Sammeln von Gewöllen der Greifvögel und auf die Notierung von Totfunden nicht verzichtet werden.

In der Ergänzung zum Fallenfang kann durch diese Beobachtungen und der Erkennung der Tierzeichen (Spuren und Fährten) das gesamte

Spektrum der im Beobachtungsraum vorkommenden oder auch nur zeitlich begrenzt verweilenden Säugetiere erarbeitet werden.

2.2. Kleinsäugerfang (Insektenfresser und kleine Nagetiere)

Qualitatives Sammeln — Inventarforschung:

Der für diesen Zweck übliche und zeitlich ungebundene Stichprobenfang erfolgt in (siehe Anlage 5.1.) ausgewählten Biotopen bzw. Habitaten. Entsprechend der Beschaffenheit der Habitate und der Beobachtungen aus den Voruntersuchungen werden Fallensysteme aller Typengruppen (Schlagbügel-, Zangen-, Lebendfallen) eingesetzt.

Dieses zeitlich nicht fixierte, qualitative Sammeln, verbunden mit Beobachtungen, dient der Erstellung einer Artenliste.

Diese Methode gilt als relativ, da man Zahlenwerte erhält, die weder auf eine Flächeneinheit noch auf eine Zeiteinheit bezogen werden können.

Arbeitsmethode:

Fallen unbestimmter Anzahl, Fangzeit oft kürzer als 24 Stunden. Die Aufstellung der Fallen geschieht in den Biotopen an gesuchten Bauen, Wechsellern, Fraßgängen, Nahrungsplätzen, natürlichen Baumhöhlen, Baumstubben, Zwangspässen usw. Das Stellen der Fallen im Bereich von Linienelementen im Untersuchungsraum wie an Gräben, kleinen Wasserläufen, Hecken, Böschungen, Terrassen und Trockenmauern ist ebenfalls von Erfolg.

Quantitatives Erfassen:

Für die Arten, die bei den qualitativen ökologischen Feldarbeiten gefunden wurden, soll mit Hilfe der quantitativen, zeitlich fixierten Lebensraumuntersuchungen die möglichst absolute Individuenanzahl pro Flächeneinheit (bezogen auf ein Hektar) ermittelt werden.

Von besonderem Interesse ist dabei die Individuendichte am durchschnittlichen Beginn der Vermehrung der Kleinsäuger und während des Maximums in den Spätsommer- und Herbstmonaten.

Bei der Verwendung von Tötungsfallen muß bei Wiederholungsuntersuchungen der Einfluß des Abfangens auf der gleichen Probefläche beachtet werden.

Linien- und Streifenfangmethoden:

Das Aufstellen der Fallen erfolgt in Reihen (trap-lines) mit bestimmter Reihenlänge und bei möglichst gleichem Abstand der Fallen (-gruppen) zueinander.

Die Lage dieser Fallenlinien (einfache Fallenreihe, Fallen nicht in Gruppen) oder Fallenstreifen (Fallen in Vierergruppen im quadratischen Abstand von etwa einem Meter) im Untersuchungsraum und die Fang-

dauer (Anzahl der Fangnächte — trap nights) bestimmen dabei die Wertigkeit der Fangergebnisse.

Arbeitsmethoden:

1. Gebietsanalysen — Querschnittslinienfang:

Die Fallenlinie durchschneidet in ihrer Lage mehrere Biotope bzw. Biozönosen. Das Fangergebnis gestattet damit nur einen erweiterten stichprobenartigen Einblick in mehrere Lebensgemeinschaften. Das Wertungsbild ändert sich, wenn die Fallenreihen, die Fallenzahl, die Fangdauer und die Fangzeit vergleichbar gestaltet werden. Mehrere parallele Linien in größeren Abständen (> 20 m) durch die gleichartigen Lebensräume ergeben bereits ein annähernd reales Bild der Dispersion der Kleinsäugerarten (Individuendominanz) im Untersuchungsgebiet.

Anwendung: Quer zu einem Bachtälchen, zu einem Hang, zu einem Waldsaum, zu einer Verlandungszone usw.

2. Biotop- Lebensraumanalysen — Streifenfang:

Der Fallenstreifen verläuft innerhalb eines homogenen abgrenzbaren Lebensraumes bzw. Standortés. Diese Fangstreifen sollen eine reale Auskunft über die Struktur der Biozönose (realer Anteil an Kleinsäufern) vom betreffenden Standort geben. Die ermittelte Individuen- und Artendichte (Aktivitätsabundanz) läßt einen Vergleich mit den Ergebnissen der Flächenfangmethoden zu.

Anwendung: Errichtung der Fallenstreifen in abgrenzbaren Standorten, aber auch längs einer Waldsaumzone, eines Grabensystems, einer Hangstufe oder diagonal in kleineren Biotopen.

Aufbau der Fallenstreifen nach TURČEK (1958):

Fallenreihe	240 m lang, 25 Fallengruppen zu je 4 Fallen,
rel. Fangfläche 0,5 ha	Fallenabstand in der Gruppe etwa $1\text{ m} \times 1\text{ m}$,
$260 \times 20\text{ m}$	Gruppenabstand 10 m.

In Abwandlung für kleinere Untersuchungsräume:

Fallenreihe	110 m lang, 12 Fallengruppen zu je 4 Fallen,
rel. Fangfläche 0,25 ha	Fallenabstand in der Gruppe etwa $1\text{ m} \times 1\text{ m}$,
$130 \times 20\text{ m}$	Gruppenabstand 10 m.

Die angenommenen Fangflächen ergeben sich aus dem Fangradius der Fallengruppen (bezogen auf den hypothetischen Aktionsradius der Kleinsäuger in der jeweiligen Biozönose) von 10 m an der Peripherie der Fallenstreifen.

Biotopanalysen — Quadratmethoden:

Die Aufstellung der Fallengruppen erfolgt in quadratischen Fallengruppen bei gleichem Abstand der Fallengruppen zueinander.

Der Flächenfang erfolgt in klar abgrenzbaren Biotopen zur Ermittlung der realen Struktur einer Kleinsäugerlebensgemeinschaft. Die Fangergebnisse sollen die Dominanz und die Dichte (Abundanz) in der Probestellfläche darstellen, vorausgesetzt, die Fangzeit und das Fallenangebot entspricht den gegebenen Bedingungen.

Wegen methodischer Schwierigkeiten, muß man sich meistens mit der Aktivitätsdichtermittlung an Stelle der realen Dichte begnügen.

Aufbau der Fallengfelder nach TURČEK (1958):

Fallenfeld 0,5 ha Fangfläche 70 × 70 m	36 Fallengruppen zu je 4 Fallen auf einer Stellfläche von 50 × 50 m, bei einem Gruppenabstand von 10 m und der Zurechnung der Randzone von 10 m je Seite des Fallengitters. Der Fallenabstand in der Gruppe beträgt etwa 1 m ²
--	---

In Abwandlung:

Fallenfeld 0,25 ha Fangfläche 50 × 50 m	16 Fallengruppen zu je 4 Fallen auf einer Stellfläche von 30 × 30 m. (Siehe Übersichtsblatt im Anhang.)
---	--

Kombinierte Flächenmethode — variables Fallengitter nach SCHMIDT (1975):

Fallenfeld etwa 0,5 ha	48 Fallen (-gruppen) auf einer den Feldbedingungen angepaßten Stellfläche. Der Fallenabstand beträgt 10 m und die Randzone wird mit nur 5 m je Seite berechnet.
------------------------	---

Fangfläche	Randzone	Stellfläche	Anzahl der Fallen
80 × 60 m	100%	70 × 50 m	6 × 8
120 × 40 m	116%	110 × 30 m	4 × 12
160 × 30 m	141%	150 × 20 m	3 × 16
			48 Fallen (-gruppen)

Beim Vergleich der Flächen untereinander verhält sich nach BOLE (1939) die Quantität (mA_1) der in einem kleinen Quadrat abgezählten Population so zu der Quantität (mA_2) einer in einem größeren Quadrat

aufgenommenen Population, wie der Umfang (U_1) des kleinen Quadrates zum Umfang (U_2) des größeren Quadrates und nicht wie das Verhältnis ihrer Flächeninhalte.

$$mA_2 = \frac{\sum mA_1 \times U_2}{U_1}$$

2.3. *Stelldauer der Fallen*

Bei einem annähernd ausgeglichenen Witterungsverlauf während der Fangzeit und einem ungestörten Mikroklima an den Fangorten, ist bei einer Fangzeit von dreimal 24 Stunden der größte Teil der aktiven Tiere abgefangen. Die höchste Fangquote der Tag- und Nachtfänge soll in den beiden ersten Fangtagen liegen. Wird der Gipfel der Fänge bis dahin nicht erreicht oder überschritten, so muß die Fangdauer um wenigstens 24 Stunden verlängert werden.

2.4. *Fallentypen und Köder*

Fallentypen:

Zur Anwendung kommen je nach Aufgabenstellung und den zu erwarteten Tierarten Schlagbügelfallen, Zangen-, Rohr-, Trichter- und Lebendfallen.

Die Schlagbügel- und Zangenfallen sollen Witterungseinflüssen gegenüber standhalten. Alle Fallensysteme sollen mechanisch stabil, relativ leicht und von geringer Transportgröße sein sowie zuverlässig auslösen.

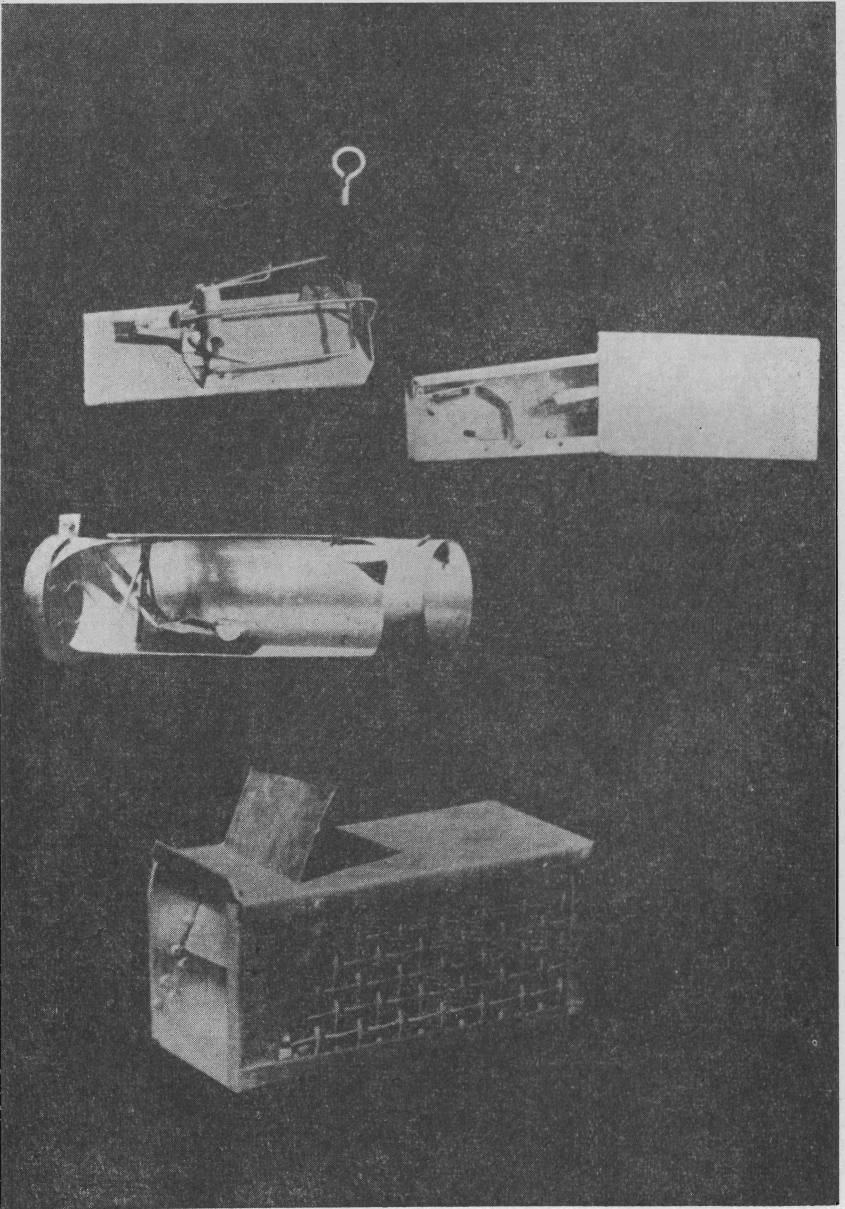
Fallen mit Tötungsmechanismen sollen den Schädel und die Tierhaut nicht beschädigen und die inneren Organe nur gering verletzen. Lebendfallen sollen die gefangenen Tiere ohne Schock, Unterkühlung und Nahrungsmangel wenigstens 4 bis 8 Stunden am Leben halten.

Diese Forderungen werden von handelsüblichen Fallen nur in wenigen Ausnahmen erfüllt.

Vom Verfasser wurden deshalb in der Zusammenarbeit mit der AG Säugetierkunde, Fallen für den wissenschaftlichen Tierfang (Abb. 1 bis 3) entwickelt. Für die hier abgebildeten speziellen Fallentypen, welche nicht im Handel erhältlich sind, hält der Verfasser Bauzeichnungen für die Interessenten bereit. Der Verfasser ist außerdem dankbar für alle Hinweise zur Verbesserung der Fallen und der Methodik.

An handelsmäßigen Holz-Schlagbügelfallen stehen 3 Größen (Modell Schnapp DDR, Luchs BRD) zur Verfügung. In Metallausführung sind ähnliche Größen im Handel.

Die kleine Schlagbügelfalle (Holz EVP 0,35 M, in Metallausführung teils Schwarzblech, teils rostfreies Material EVP 0,40 M) wird gegenwärtig als universeller Typ eingesetzt.



Der mittlere Fallentyp (Holz EVP 1,— M) wird für den Kleinsäugerfang in der Größenordnung der Nordischen Wühlmaus u. a. verwendet.

Der große Schlagbügelfallentyp dient dem Fang von Ratten. Zangenfallen zum Fang von Maulwurf, Schermaus und Feldhamster werden ebenfalls vom Handel angeboten. Eine ausführliche Zusammenstellung der gebräuchlichsten Fanggeräte für Maulwurf und Schermaus findet man bei MIESCH (1976).

Lebendfallen sind gegenwärtig in der DDR nur durch eine Selbstfertigung zu beschaffen.

Zum Fang von Ratten eignen sich keine vollständig geschlossenen Tunnel- oder Kastenfallen, die Nordische Wühlmaus meidet wippenartige Verschlusssysteme. Rohrfallen ohne Nestkammern können nur bedingt den Lebendfallen zugerechnet werden.

Eine einfache Lebendfalle kann mit Hilfe eines Blumentopfes (ПРЕ-ШОККИ 1967) geschaffen werden. In Forstrevieren mit Harzgewinnung sind blumentopfartige Gefäße leicht über den zuständigen Forstwirtschaftsbetrieb zu beschaffen. Diese Gefäße werden mit der Öffnung nach unten und mittels eines Stell- und Köderholzes einseitig angekippt auf eine feste Unterlage (Schiefer- oder Eternitplatte) aufgestellt. Wird der, an der unter dem Gefäß befindlichen Stellholzspitze, angebrachte Köder von einem Kleinsäuger berührt, kippt das Gefäß ab und das Tier ist gefangen. Auf eine ausreichende Größe der Unterlage ist wegen des seitlichen Abkippens zu achten.

Trotz der Beschaffungs- und Einsatzschwierigkeiten werden Lebendfallen bei der Tiermarkierung, dem Populationsschutz (geschützte Tiere), zum Sammeln von unversehrtem Tiermaterial und zum vollständigen Erfassen der Ektoparasiten von den Wirtstieren unerlässlich.

Als Sonderfangeinrichtungen sind die für einen kontinuierlichen Fang entwickelten Zylinder- und Trichterfallen mit und ohne Konservierungsflüssigkeit zu nennen.

Zum Zweck des Nachweises von Schläfern und die damit mögliche langfristige Populationsförderung, -beobachtung und der Tiermarkierung dienen künstliche Nisthöhlen (Vogelnistkästen mit einem Einfluglochdurchmesser von 30 bis 32 mm).

←
Abb. 1—4

Von oben nach unten:

Witterungsbeständige Schlagbügelfalle, gefertigt aus korrosionsfreiem Material, eine Serienherstellung wird gegenwärtig angestrebt
Lebendfalle (Fallenteil als Schnittmodell), zweiteilig aus Aluminium- oder Weißblech

Rohrfalle (Schnittmodell) mit kombinierter Tritt- und Schubauslösung
Mehrweckkäftig für lebende Tiere, gefertigt aus Aluminium- oder Weißblech mit Gitter- oder Plexiglaswandteilen

Durch Fledermausschutzwinkel in den Nisthöhlen kann gleichzeitig einem Teil der Fledermausarten ein Unterschlupf gewährt werden. Der Schutzwinkel wird gegenüber dem Einflugloch in etwa 45 bis 50 mm Entfernung, parallel zur Wand angebracht. Diese Zwischenwand soll vom Dachinneren bis wenigstens zur Unterkante des Einflugloches reichen. Außer dieser Kompromißlösung gibt es spezielle Fledermauskastenentwicklungen.

Köder:

Universalköder

- Lampendocht mit einem Gemisch von ranzigen Walnüssen und Fett (Rindertalg) getränkt.
- Schwammstücke (Viskoseschwamm) mit Sonnenblumenöl (evtl. öliger Walnußauszug) getränkt.
- Brot, evtl. in Öl geröstet oder geröstet und nachträglich mit Sonnenblumenöl getränkt.
- Fett-Käse-Haferflockengemisch.

Sektiv wirkender Köder

- Schwammstücke mit einer Sonnenblumenöl-Fischbouillon getränkt oder reife Pfirsische für den Fang von Schläfern (in der DDR unter Naturschutz).
- Mehl für Hausmäuse und andere Muriden. Möhren allgemein für Wühlmäuse (*Microtinae*).
- Apfel-, Kartoffelstücke oder weiße Tulpenzwiebeln für Schermäuse.
- Mehlwürmer für Wasserspitzmäuse.

2.5. Vorbereitung der Fallen für die Feldarbeit

Die handelsüblichen, unprägnierten Holzfallen sind ohne Vorbehandlung nur bedingt und kurzzeitig einsetzbar. Vor dem Freilandeinsatz sollten sie daher in geruchfreiem Hartparaffin unter dem Zusatz zerkleinerter Walnüsse getränkt werden.

Von den Metallfallen sind korrosionsfeste und mechanisch stabile Typen auszuwählen.

Alle Fallen sollten sich am Boden befestigen lassen.

Die Fallen sind einzeln vor dem Freilandeinsatz auf ihre Funktionstüchtigkeit zu prüfen.

Schlagbügelfallen (Typ Schnapp oder Luchs) befestigt man mit Bodensteckern. Aus 2—3 mm dicken korrosionsgeschützten Draht (Fahrradspeichen), mit einer anzubiegenden Öse (Durchmesser etwa 25—30 mm), kann man diese Bodenstecker leicht herstellen. Zur besseren Erkennbarkeit der Stecker im Gelände wird das obere Drittel in weißer oder

roter Farbe mehrmals getaucht. Das Grundbrett der Schlagbügelfalle wird zur Aufnahme des Drahtspießes entweder seitlich mit einer Krampe oder an der hinteren Kante mit einer Bohrung versehen.

Auf dem Stellbrettchen dieser Fallen ist hinter dem Köderloch ein Nagel einzuschlagen. Hier wird dann der Köder daran befestigt. Es wird damit, von vorn gesehen, ein günstigerer Abstand zwischen dem Köder und dem Bügelaufschlag geschaffen. Der Schlagbügel trifft dann das Rückgrat der Tiere und nicht die noch für die wissenschaftliche Auswertung benötigten Schädel.

Zur Kennzeichnung der Fallen oder Fallengruppen haben sich kleine Nummernschilder (etwa 12×25 mm) aus Aluminiumblech mit eingeschlagenen Zahlen oder aus dem doppelschichtigen Kunststoff für technische Beschriftungszwecke (auch für Namensschilder benutzt) bewährt. Diese Schildchen mit fortlaufender Numerierung werden mit dem Fallenstecker an die Schlagfallen beim Aufbau eines Fallenstreifens oder -feldes gesteckt.

Die Schlagbügelfallen können bei der Verwendung eines Universalködere bereits Tage vorher mit dem entsprechenden Köder versehen werden.

Zur Kennzeichnung der Fallenstreifen oder -linien sollen Stofffähnchen oder entrindete Stöcke die Lage im Gelände anzeigen.

Der Aufbau der Fallenefelder läßt sich durch vorheriges peripheres Abstecken oder Abspannen exakt und schnell verwirklichen. An den äußeren Schnittpunkten der Fallengitterlinien (Fallengruppenabstand z. B. 10 m) wird beim Abschnüren ein Fähnchen verknotet oder ein Pflock eingeschlagen. Als Seilrolle für den Abschnürfaden mit den Markierungsfähnchen eignen sich die verschiedenen Typen für den Anglerbedarf.

Bei guter Arbeitsvorbereitung kann von zwei Personen ein 0,25 ha Fallenefeld mit 64 Fallen einschließlich der Abspannung zur Markierung in 30 Minuten errichtet werden.

Rohr- und Zangenfallen sowie die Hilfsgeräte wie Suchstab, kleine Handschaufel und Stellholz zum Fang der Schermäuse sollen mit dem typischen Erdgeruch behaftet sein. Neue Rohrfallen läßt man daher im Erdreich altern. Der Öl- und Abgasgeruch von Verbrennungsmotoren muß vermieden werden, beim Transport der Fallen im Kraftfahrzeug ist darauf zu achten.

Lebendfallen aus Metall sollen außer der möglichen Beködierung mit einem isolierenden Nestmaterial versehen werden. Es eignen sich in der Kombination abgelagerte trockene Sägespäne mit Haferflocken (als Nahrung und Köder) oder Baummull und andere trockene natürliche Materialien. Zum Fang von Spitzmäusen soll das Bodenblech der Fallen am Falleneingang mit einem feinkörnigen Erdbrei angestrichen werden.

Bei Lebendfallen, welche durch den längeren Gebrauch schon verschmutzt sind entfällt dieser Anstrich.

Zum schadlosen Überleben der gefangenen Tiere in den Metallfallen sind bei starker Sonneneinstrahlung an steilen Hängen, in Vorwald- und Trockenrasengesellschaften die Fallen vor einer Erhitzung zu schützen.

2.6. Die Kontrolle der Fallen und der Transport der Tiere

Für die Kontrolle der Fangstreifen und Fallenfelder sowie für die anschließende Bearbeitung des Tiermaterials ist es von Vorteil, wenn zwei Personen die Arbeiten übernehmen. Besonders in den Herbstmonaten muß mit einer hohen Individuendichte in den Probeflächen gerechnet werden. So wurden im September 1970 im Laubwald auf drei 0,25 ha Probeflächen während der üblichen drei Fangtage 228 Tiere gefangen. Es gilt dann, in kürzester Zeit, dieses angefallene Tiermaterial vollständig und exakt zu bearbeiten!

Kontrolle der Schlagbügel- und Zangenfallen:

Die Kontrolle der Fallen sollte am Morgen und am späten Nachmittag eines jeden Fangtages erfolgen. Die Fallengruppen in den Fallenstreifen oder -feldern werden in der Reihenfolge der Aufstellung kontrolliert. Die erbeuteten Tiere werden dabei einzeln in Leinensäckchen (etwa 10 mal 25 cm mit angenähter Bandschlaufe) eingesammelt.

Zu jedem Tier wird ein vorbereiteter Kontrollzettel mit dem Vermerk des Fangortes, der Fallen- oder Gruppennummer, dem Datum, der Kontrollzeit und wenn schon möglich der Art gelegt. Zum Schreiben im Gelände nur Kugelschreiber oder Bleistift verwenden. Beobachtungen im Untersuchungsgebiet, Angaben zu den Biotopverhältnissen und zum Witterungsverlauf usw. gehören in das Tagebuch.

Vorbereiteter Kontrollzettel als Stempeldruck oder Ormegabzug:

Ort/Probefläche:			
Falle-Nr.:	Datum:	Zeit:	
Art:	Sammelnummer:		
Gewicht:	GL:	KR:	Sz:
	Hf:	Ohr:	
Geschlecht:	Entw.-Zustand:		
Bemerkungen zum Objekt auf der Rückseite!			

Dieser Kontroll- und Objektbegleitschein wird bei der Datenerfassung der Tiere vollständig ausgefüllt. Er bildet die Grundlage zur Übertragung

der Daten in das Sammelbuch, auf die Objektetiketten und auf die Karteikarten.

Beim weiteren Transport soll das Tiermaterial nicht gedrückt werden und es muß weiter auskühlen können.

Kontrolle der Lebendfallen:

Der Kontrollrhythmus richtet sich nach der Aufgabenstellung, dem Klima, nach der Kleinsäugerart, welche bevorzugt gefangen werden soll und nach der Fallenkonstruktion sowie dem Nahrungsvorrat in den Fallen.

Insektenfresser verlangen in jedem Fall einen kurzzeitigen etwa 3- bis 5stündigen Kontrollabstand.

Für den Transport der lebenden Nagetiere haben sich kleine Metallkästchen (55 × 55 × 120 mm bis Gelbhalsmausgröße) mit einer Sichtscheibe oder einem Gitter (Abb. 4) bewährt. Insektenfresser kann man ebenfalls in diesen Behältern oder in dichten Leinensäcken transportieren.

Für einen geordneten Sammlungsablauf werden die Kästchen mit einer lfd. Nummer und der Eigengewichtsangabe versehen. Das Belegmaterial aus den Lebendfängen soll schmerzlos mit Chloroform und erst kurz vor der Bearbeitung getötet werden.

2.7. Behandlung der toten Kleinsäuger

Hier werden nur in Kurzform einige wichtige Ausführungen gemacht. Eine ausführliche Beschreibung der Arbeits- und Konservierungstechnik gibt R. РЯСНОСКИ (1967) in: Makroskopische Präparationskunde, Teil 1.

Will man die Ektoparasiten der erbeuteten Tiere mit sammeln, so sind selbige vom frisch toten Tier sofort abzulesen und nach Wirtstierart evtl. auch nach Fangort (Untersuchungsfläche) getrennt zu konservieren.

Die Wirtstiere sind von Anfang an getrennt zu transportieren bzw. zu lagern, um ein Überwandern der Parasiten zu vermeiden. Das Absammeln erfolgt nach der Abtötung selbiger am Wirtstier. Das Wirtstier wird dazu mit dem Sammelbeutel etwa 10 Minuten Chloroformdämpfen in einem dicht schließenden Gefäß ausgesetzt. Über einer weißen Unterlage bürstet man das Fell des betreffenden Tieres danach aus.

Zur Konservierung eignet sich 70–75%iger Alkohol, zur Aufbewahrung finden kleine stabile „Medizinglasröhrchen“ Verwendung. Auf dem Etikett werden folgende Angaben gemacht: Wirtstierart mit lfd. Sammelnummer, Datum des Fanges, Biotop, Fallentyp (Schlagbügel- oder Lebendfalle), Konservierungsflüssigkeit und Name des Sammlers.

Wenn dem Sammler kein Spezialist zur Bearbeitung dieser Parasiten bekannt ist, so wird auf eine Anfrage an das Institut für Landschafts-

forschung und Naturschutz Halle (Saale), Zweigstelle Dresden eine Bearbeitung vermittelt.

Bei einer sofortigen Bearbeitung des frisch toten Tiermaterials muß das Messen und Abbalgen vor dem Eintritt der Totenstarre abgeschlossen sein. In der Phase der Totenstarre soll das Tiermaterial möglichst in Seitenlage und gut belüftet auskühlen können.

Ist ein Versand des Tiermaterials vorgesehen, so macht sich nach der Aufnahme der Körpermaße und des Gewichts eine Vorkonservierung erforderlich. Ein Versand an ein Institut oder einen Fachbearbeiter sollte aber nur unter der vorherigen Absprache und Abstimmung über den möglichen Termin und Umfang des zu bearbeitenden, nur vorkonservierten Tiermaterials erfolgen.

Datenerfassung:

a) Messen und Wiegen

Gewichtsangaben in Gramm, Streckenmaße in Millimeter. Zum Wiegen der Kleinsäuger eignen sich Briefwaagen (kleine Waage im Etui mit 50-g-Skala und eine Briefwaage bis 250 g), die Körpermaße werden mit Maßstäben (mit und ohne Anschlag aus Stahl oder PVC) von 300 mm Länge ermittelt.

Länge des gesamten Tierkörpers (GL) in

Rückenlage als Kontrollmaß	—	Nasenspitze bis Schwanzspitze
Kopf-Rumpflänge (KR) = GL — Sz	—	Nasenspitze bis Schwanzansatz
Schwanzmaß (Sz) = GL — KR	—	Schwanzspitze ohne Endhaar bis Ansatz
Hinterfuß (Hf)	—	Sprunggelenk bis Spitze der längsten Zehe ohne Krallen
Ohrlänge (Ohr)	—	ohne Ohrspitzenhaar (wird bei Spitzmäusen nicht mehr ermittelt)
Körpergewicht (G)	—	keine Kommawerte

Alle toten Tiere einer Kontrollphase werden annähernd zur gleichen Zeit und noch am gleichen Tag vermessen.

b) Untersuchungen der inneren Organe (Sektion)

Die Sektion wird bei einer Vorkonservierung der Tierkörper nach dem Messen und Wiegen als nächster Arbeitsgang durchgeführt.

Erfolgt die Präparation des Balges und des Schädels durch den Sammler selbst, so wird vor der Sektion abgebalgt und die Tierhaut konserviert.

Zum Zweck der Sektion wird der in Rückenlage befindliche Tierkörper durch einen Längsschnitt von der Brustspitze bis zum After geöffnet.

Die Eingeweide der Bauchhöhle werden unverletzt entfernt und die Geschlechtsorgane eingehend untersucht. Neben diesen im folgenden beschriebenen Untersuchungen sollte auch eine Mageninhaltsuntersuchung angestrebt werden und eine Vermessung des Darmtraktes geschehen.

Folgende Organentwicklungen sollen Beachtung finden: Bei den Männchen den Zustand der Testis (Hoden) erfassen, es wird die Länge und Breite mit dem Stechzirkel abgegriffen. Bei Spitzmäusen wird dazu eine Lupe (Vergrößerung 8—10fach) oder ein Binokular verwendet. Für alle allgemeinen Untersuchungen sollte eine Kopflupe ständig benutzt werden.

Bei den Weibchen ist der Zustand von Ovar (Eierstock), Tube (Eileiter), und dem Uterus (Gebärmutter) zu untersuchen. Bei einer deutlich sichtbaren Durchblutung und Ausformung dieser Organe kann auf die Geschlechtsreife des Weibchens geschlossen werden. Im Uterus befindliche Embryonen werden gezählt und gemessen. An dieser Stelle sei auf den unterschiedlichen Bau der Gebärmutter (Nagetiere — *U. duplex*, Raubtiere — *U. bipartitus*, Insektenfresser — *U. bicornis*) hingewiesen.

Nach der Durchtrennung des Zwerchfelles werden auch die Organe aus der Brusthöhle herausgelöst und einer Sichtkontrolle auf ein festes und homogenes Aussehen unterzogen.

c) Notierungen zur Geschlechts- und Altersbestimmung

Eine Geschlechtsangabe soll erst nach der erfolgten Sektion geschehen.

Nur eindeutig erkannte Geschlechts- und Fortpflanzungsmerkmale angeben. Schwierigkeiten treten meist bei Totfunden auf.

Die Angaben zu den weiblichen und männlichen Geschlechts- und Fortpflanzungsmerkmalen erfolgen entsprechend der im vorigen Abschnitt zur Untersuchung der inneren Organe aufgezeigten Merkmale. Sie werden ergänzt durch Bemerkungen zur Entwicklung oder Erkennbarkeit der äußeren Geschlechtsmerkmale.

Äußere weibliche Fortpflanzungsmerkmale stellen die entwickelten Milchdrüsen (Zitzen) dar.

Bei den Muriden ♂♂ sind die Hoden während der Fortpflanzungszeit gut sichtbar.

Notierungen zur Altersbestimmung

fet. (fetus) = Embryo bis Geburt

neon. (neonatus) = Neugeborenes

pull. (pullus) = kindlich

(entspricht bei Kleinsäugetern etwa der Nestlingszeit, allg. von der Geburt bis zur Dauergebißentwicklung)

juv. (juvenilis)	= jugendlich, Jugendform, Jugendkleid
immat. (immaturus)	= unreif, unausgefärbt
ad. (adultus)	= geschlechtsreif, erwachsen, Alterskleid
sen. (senilis)	= greisenhaft, Ausfall der Zähne

Diese Angaben lassen sich nicht lückenlos bei allen Kleinsäugerarten machen bzw. ihre Merkmale treten nicht offensichtlich und abgrenzbar in Erscheinung.

Die zum Versand ausgeweideten Tierkörper sollen im Wasser unter dem Zusatz eines keimhemmenden Mittels, z. B. Fesia-sept max. 24 Stunden ausbluten. Danach werden die Tierkörper in Alkohol (70 bis 80%) zwei Tage fixiert.

Vor dem Versand nimmt man die Tiere aus dem Fixierbad, läßt sie abtropfen und einzeln in Zellstoff verpackt, mit allen Daten auf den Kontroll- und Begleitschein versehen, werden sie als Eilpäckchen abgeschickt.

Als Belegmaterial nur einwandfreie Tiere mit unbeschädigtem Schädel präparieren lassen. Seltenheiten und Abnormitäten rechtfertigen allerdings eine Ausnahme.

Präparation

Werden die erbeuteten Tiere vom Fänger selbst für eine Belegsammlung präpariert, so ist entsprechend der bewährten Präparationsmethoden ein Rund- oder Flachbalg anzufertigen.

Zu jedem Balg ist der Schädel gesondert zu präparieren. Balg und Schädelpräparat bilden durch die gemeinsame Sammelnummer als Sammelgut eine unverwechselbare Einheit.

Die vom Rumpf getrennten Schädel läßt man 24—48 Stunden lang in Wasser ausbluten. Vorher werden die Schädel mit einem kleinen Nummernschildchen z. B. aus Aluminium $6 \times 10 \times 0,5$ mm versehen (die Nummer notiert man auf dem Kontrollzettel als einstweilige Schädelnummer), um Verwechslungen zu vermeiden. Zur weiteren Bearbeitung werden die Schädel 3 bis 4 Minuten lang gekocht. Mit einem kleinen Messer (Skalpelli) werden alle Weichteile entfernt und das Gehirn durch das Hinterhauptsloch mit Hilfe eines löffelartigen Instrumentes (möglichst mit einem kleinen Häkchen an dessen Spitze) und einem dünnen scharfen Wasserstrahl entfernt.

Die kleinen Schädel soll man nicht in Wasserstoffperoxidlösung bleichen, da sie schnell zerfallen.

Einem Zerfall der Schädel beim Abkochen wirkt man entgegen, wenn man die nach 24 Stunden gewässerten oder zu lange mazerierten Schädel noch ein bis zwei Tage in 70%igen Alkohol legt und erst dann abkocht.

Bevor die abgebalgte und gesäuberte Tierhaut gegen Insektenfraß

und Fäulnisbildung konserviert und zur Balgbildung wieder zurückgestülpt wird, sollte das Haarwechselformer auf einem ebenfalls vorgezeichneten oder gestempelten Umriß (Abb. 5) analog übertragen werden. Dieses Haarungsmuster wird durch ein dichtes dunkles Pigment im Unterhautzellgewebe sichtbar, es sind die durchschimmernden Haaranlagen des künftigen Pelzes.



Abb. 5

OS = Oberseite der Tierhaut von innen betrachtet

US = Unterseite der Tierhaut von innen betrachtet

Als ungiftiges Mittel zur Verhütung von Fäulnisbildung und Insektenfraß an den Tierhäuten kann Borax (*Natrium-tetraborat*) mit Naphthalinkristallblättchen zu gleichen Teilen vermischelt Verwendung finden. Die noch feuchte Tierhaut wird damit reichlich eingerieben. Zur Aufbewahrung des Konservierungsmittels verwende man eine dicht schließende Kunststoffdose mit einer großen Öffnung.

Erfassung und Einordnung der Objekte

Am Anfang einer Sammlung wird man behaupten, die Übersicht über alle gesammelten Objekte zu behalten. Wird aber auf dem Gebiet der Kleinsäugerforschung zielstrebig weiter gearbeitet und damit zwangsläufig gesammelt, so ist eine bewährte Ordnung einzuführen oder die Sammlungsobjekte sind mit den ermittelten Daten an ein dafür geeignetes naturwissenschaftliches Museum oder Institut nach Vereinbarung abzugeben. Eine private wissenschaftliche Sammlung ist aber durchaus gerechtfertigt, sie sollte aber in ihrer Zielsetzung und der späteren Verwendung dem nächstliegenden naturwissenschaftlichen Institut und Naturschutzorganen bekannt sein.

Zur ordnungsgemäßen Erfassung gehören der Kontroll- bzw. Objekt-

und Fäulnisbildung konserviert und zur Balgbildung wieder zurückgestülpt wird, sollte das Haarwechsellmuster auf einem ebenfalls vorgezeichneten oder gestempelten Umriß (Abb. 5) analog übertragen werden. Dieses Haarungsmuster wird durch ein dichtes dunkles Pigment im Unterhautzellgewebe sichtbar, es sind die durchschimmernden Haaranlagen des künftigen Pelzes.

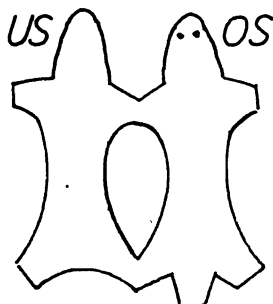


Abb. 5

OS = Oberseite der Tierhaut von innen betrachtet

US = Unterseite der Tierhaut von innen betrachtet

Als ungiftiges Mittel zur Verhütung von Fäulnisbildung und Insektenfraß an den Tierhäuten kann Borax (*Natrium-tetraborat*) mit Naphthalinkristallblättchen zu gleichen Teilen vermischte Verwendung finden. Die noch feuchte Tierhaut wird damit reichlich eingerieben. Zur Aufbewahrung des Konservierungsmittels verwende man eine dicht schließende Kunststoffdose mit einer großen Öffnung.

Erfassung und Einordnung der Objekte

Am Anfang einer Sammlung wird man behaupten, die Übersicht über alle gesammelten Objekte zu behalten. Wird aber auf dem Gebiet der Kleinsäugerforschung zielstrebig weiter gearbeitet und damit zwangsläufig gesammelt, so ist eine bewährte Ordnung einzuführen oder die Sammlungsobjekte sind mit den ermittelten Daten an ein dafür geeignetes naturwissenschaftliches Museum oder Institut nach Vereinbarung abzugeben. Eine private wissenschaftliche Sammlung ist aber durchaus gerechtfertigt, sie sollte aber in ihrer Zielsetzung und der späteren Verwendung dem nächstliegenden naturwissenschaftlichen Institut und Naturschutzorganen bekannt sein.

Zur ordnungsgemäßen Erfassung gehören der Kontroll- bzw. Objekt-

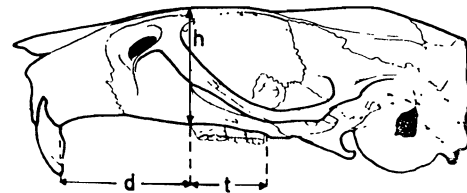
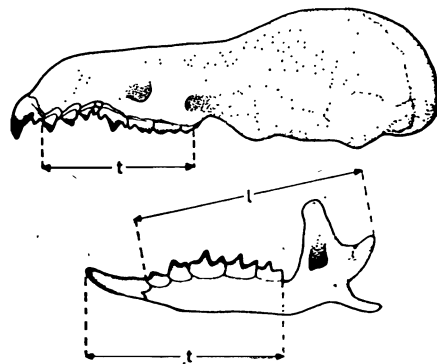
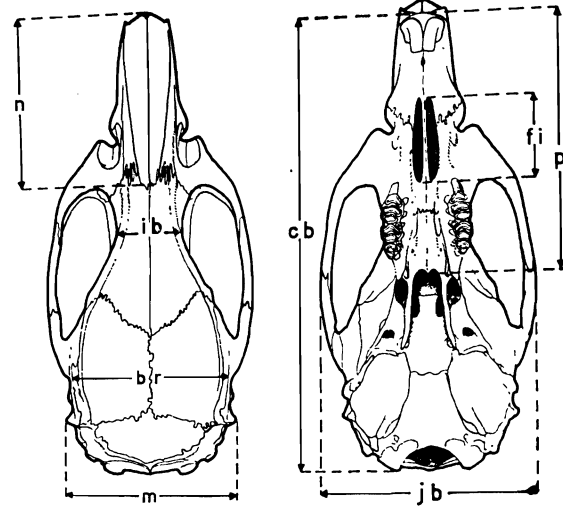
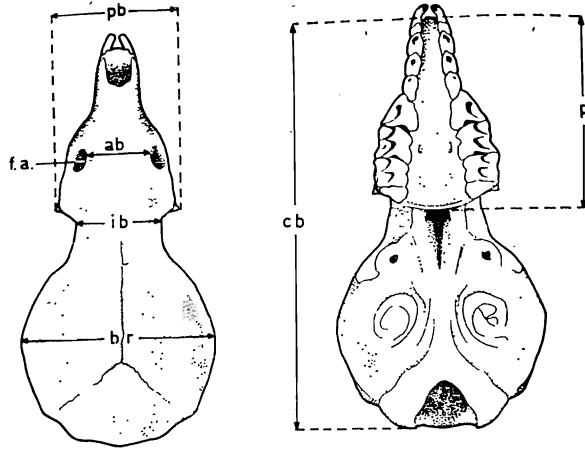


Abb. 6 Schädel von der Wasserspitzmaus (*Neomys fodiens*)

Schädel von der Hausratte (*Rattus rattus*)

hängigkeit (Variabilität) aufweisen. Bei Soriciden auch bei den Nagern (Rodentien) wurde außerdem eine saisonale Variabilität der Schädelhöhe ermittelt.

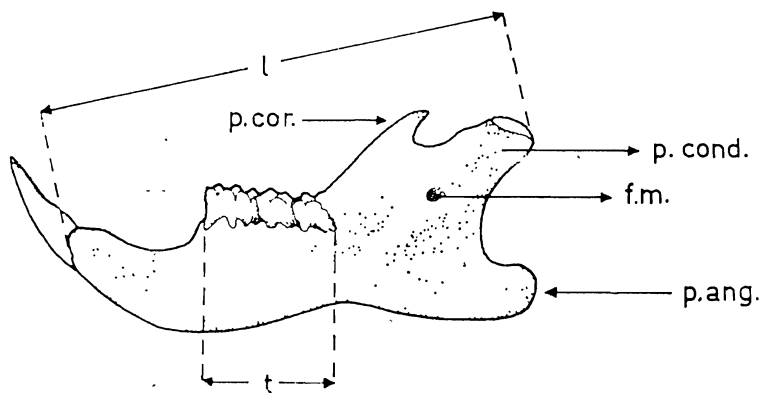


Abb. 7. Rechter Unterkiefer von der Hausratte (*Rattus rattus*)

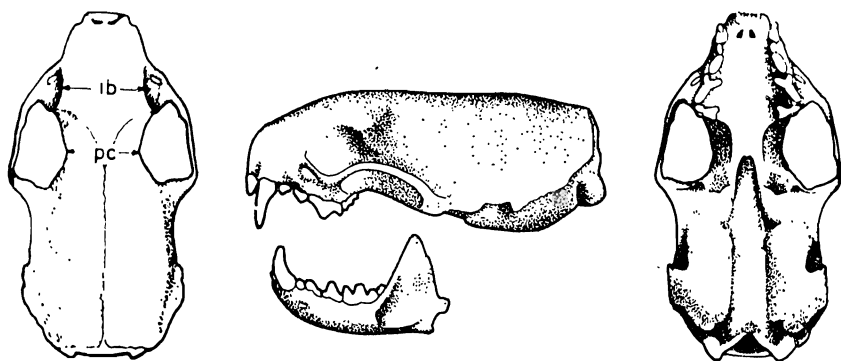


Abb. 8. Schädel vom Mauswiesel (*Mustela nivalis*)

Für einige Meßstrecken gilt nach GAFFREY folgendes:

Jochbogenbreite (JB):

gemessen an den Außenrändern des Jochbogens an ihrer weitesten Ausladung.

Schädellänge = Condylobasallänge (CB);

gemessen wird Vorderrand der Zahnhöhlen der ersten Schneidezähne (*Incisivi*) bzw. von der vorderen Kante des Zwischenkieferknochens

am I^1 zum Hinterrand der Hinterhauptsgelenkhöcker (*Condylus occipitalis*).

Interorbitalbreite, Schädelverengung bzw. kleinste Stirnbreite; gemessen am kleinsten Abstand des Überganges zwischen Nase und Hirnkapsel (HUSSON).

Zahnreihenlängen (t, Abb. 6 u. 7) werden an den Wurzeln bzw. Außenrändern der Alveolen (hinterer und vorderer Zahnhöhlenrand) gemessen. Der hintere Meßpunkt ist immer der hintere Zahnhöhlenrand des letzten Backenzahnes.

Der vordere Meßpunkt ist bei den einzelnen Ordnungen bzw. Familien verschieden:

Erinaceidae (Igel): Bis zum vorderen Zahnhöhlenrand der Schneidezähne (I_1^1).

Talpidae (Maulwurf): Im Oberkiefer (OKf) bis zum Vorderrand des Eckzahnes (C^1). Im Unterkiefer (UKf) bis zum vorderen Zahnhöhlenrand des Schneidezahnes (I_1).

Soricidae (Spitzmäuse): Im OKf nach GAFFREY (1961) bis zum Vorderrand von I^1 , nach HUSSON (1962) siehe Meßstrecke OKf, t Abb. 6 nur bis zum Vorderrand des ersten einspitzigen Schneidezahnes (Unicuspides). Dieser Meßpunkt (nach HUSSON) liegt also zwischen I^1 und I^2 . Der Meßpunkt läßt sich in der Praxis (Gewöllanalysen) sicher mit dem Stechzirkel oder einer geeigneten Meßlehre abnehmen und führt natürlich zu kürzeren Streckenmaßen (siehe HUSSON 1962).

Im UKf bis zur vordersten Spitze vom ersten Schneidezahn.

Chiroptera (Fledermäuse): Bis zum Vorderrand der Eckzähne (C_1^1).

Rodentia (Nagetiere): Bis zum Vorderrand der Zahnwurzel bzw. der Zahnhöhle des ersten Backzahnes (M_1^1).

Carnivora (Raubtiere): Bis zum vorderen Zahnhöhlenrand der Eckzähne (C_1^1).

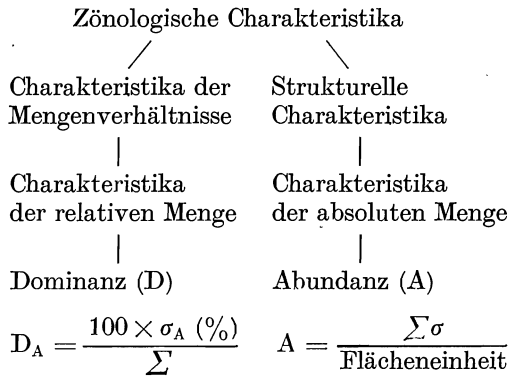
Benennung der Meßpunkte und -strecken nach Abb. 6—8

- ab. — Anteorbitalbreite, Abstand der vorderen Augenhöhlenöffnung, vordere Schädelverengung
- br. — Hirnkapselbreite
- cb. — Condylbasallänge (CB)
- f. a. — Foramen ante-orbitale, vordere Augenhöhlenöffnung
- d. — Diastema, Zahnreihenlücke
- fi. — Foramen incisivum, Gaumenspalte
- h. — Rostrumhöhe
- ib. — Interorbitalbreite, Schädelverengung (IB)
- jb. — Jochbogenbreite (JB)
- l. — Mandibellänge, Unterkieferlänge

- m. — Mastoidbreite
- n. — Nasenbeinlänge
- p. — Palatumlänge, Gaumenlänge
- pb. — Palatumbreite
- pc. — Postorbitalbreite, hintere Schädelverengung
- t. — Zahnreihenlänge (ZRL)
- fm. — Foramen mandibulare, Öffnung im unteren Zahnkanal
- p. ang. — *Processus angularis*, Winkelfortsatz des UKf
- p. cond. — *Processus condylicus*, Gelenkfortsatz des UKf
- p. cor. — *Processus coronoideus*, Kronenfortsatz des UKf. ◊

3. Auswertungsmöglichkeiten und Darstellungsvorschläge

Analyse der Zoozönose:



Man unterscheidet die Individuen- und Artendichte!

Einordnung und Beschreibung der Biotope

Die Einordnung kann bei Waldbiotopen nach der Standortformenbezeichnung der Forstwirtschaft erfolgen. Allgemein sollte der Habitatkatalog der DDR (Entwurf, Dresden 1973) Verwendung finden.

Die zur Fangzeit angetroffenen Vegetationsverhältnisse (Baum-, Strauch-, Feld- oder Krautschicht) und eine kurze Einschätzung über das gesamte Jahr (auch über das mögliche Nahrungsangebot) sollte gegeben werden.

Einen großen Einfluß auf die Entwicklung der Kleinsäugerpopulationen haben u. a. die anthropogenen Einwirkungen, wie Holznutzung

(Holzeinschlag und Pflegehiebe usw.) in den Waldbiotopen, die extensive oder intensive Graslandbewirtschaftung, Maßnahmen zur Bekämpfung von unerwünschtem Pflanzenwuchs und tierischer Schädlinge, die jagdliche Bewirtschaftung des Raubwildes und die allgemeine Verteilung der Konsumenten.

Der Boden und dessen Wasserhaushalt ist beobachtens- u. erwähnenswert. Bei limnischen Habitaten sind auch extreme abiotische Faktoren, wie z. B. der Wechsel zwischen niedrigsten und höchsten Wasserstand oder das Ausfrieren der Gewässer und die Abwasserlast zu beachten.

BARABASCH-NIKIFOROW (1975) teilt die Populationshabitats des Russischen-Demanen z. B. in Bonitätsklassen ein.

Die biometrische Auswertung

Bei der Vorlage umfangreicher Einzeldaten ist eine statistische Erfassung der Variabilität bestimmter Merkmale der gefangenen Kleinsäuger von allgemeinem Interesse und Nutzen.

Die Daten der quantitativ erfaßbaren variablen Merkmale, welche durch die Messungen, Wägungen, Auszählungen u. a. von den Tieren gewonnen wurden, werden in Variationsreihen und gegebenenfalls in Variationsbreiten und Mittelwertstabellen dargestellt.

Tabellen zur Darstellung der ermittelten Körper- und wichtigsten Schädelmaße:

1. Variationsreihen:

Artenname Katalog-Nr. Geschlecht Alters- Maßangaben
klasse mm/g

2. Variationsbreiten- und Mittelwertstabellen:

Artenname Größenbereich Mittelwert n. ... Tiere Bezeichnung
mm/g (Meßwerte) der Meßgrößen
min.—max.

Qualitative variable Merkmale, wie die Haarfarbe oder das Haarwechsellmuster, lassen sich ohne die Anwendung eines speziellen Schemenschlüssels nicht in Zahlen fassen.

Bei umfangreichen Untersuchungsprogrammen sollte in die Erkundung und Wertung mit einbezogen werden:

- die Struktur und Dynamik der Populationen im Jahresverlauf
- der Aktivitätsrhythmus der Populationen
- die Migration im Jahresverlauf
- parallele Fluktuationsbeziehungen

- der Einfluß biotischer und abiotischer Faktoren auf die Entwicklung der Populationen in den Habitaten.

4. Aktivitätsuntersuchungen im Freiland und Tiermarkierungen

Durch den zeitlichen Registrierfang mittels Lebendfallen (begrenzt auch mit Schlagfallen möglich) kann auf den Aktivitätsrhythmus einer Population geschlossen werden.

Aktivitätsrhythmen lassen sich von Baumhöhlenbewohnern wie den Schläfern, verschiedenen Fledermausarten und zeitweilig auch von Gelbhalsmäusen durch visuelle oder televisuelle Beobachtungen, verbunden mit einer Lichtschrankensignalisation (oder -registrierung) erfolgreich durchführen. An visuell beobachteten Nahrungsdepots sollte zusätzlich mit einer Abhöreinrichtung (Mikrofon-Ohrhörverstärker) gearbeitet werden.

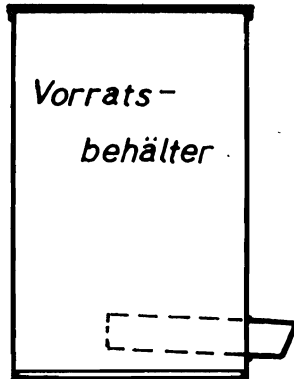


Abb. 9

Zum Anködern bodenbewohnender Kleinsäuger hat sich ein größerer Vorratsbehälter mit einer einseitigen bodennahen Einschlupfmöglichkeit bestens bewährt (Abb. 9).

Diese Art der Anködierung bringt vor allem beim Lebendfang der Tiere im Spätsommer und Herbst einen zeitlichen und quantitativen Vorteil.

Beginnt man mit der Fütterung einige Tage bis Wochen vorher, so gewöhnen sich die Tiere bereits an die Nahrungsquelle und machen sich mit dem röhrenartigen Zugang zum Futterdepot vertraut. Das Verhalten

der Tiere wird damit an dieser Lokalität vorprogrammiert. Bei längerer Köderzeit und hoher Individuendichte ist gegebenenfalls das sich einstellende Raubwild zu vergrämen bzw. zu fangen. Zum Abfangen der Kleinsäuger werden am Kontrolltag lediglich die Nahrungsdepots gegen mehrere Lebendfallen ausgetauscht. Die Kontrolle der Fallen muß dann während der Aktivitätszeit der Tiere kontinuierlich erfolgen.

In den Herbstmonaten konnten so an einem Fangtag bis zu 61 Tiere (47 Ex. *Apod. agrarius*, 7 Ex. *Clethr. glareolus*, 7 Ex. *Microtus arvalis*) an einem Köderpunkt in einem Graslandhabitat gefangen werden.

Der Fang der Tiere zur Markierung erfolgt entweder gezielt in deren Nist- bzw. Schlafbereich, oder durch das Aufstellen von Lebendfallen im betreffenden Habitat. Mit dem Hilfsmittel der Tiermarkierung, verbunden mit dem Fang-Wiederfang-Experiment, sind u. a. Aussagen zur altersgruppenmäßigen Zusammensetzung dieser Populationen über den Zeitraum des Experimentes, zum Migrationsverhalten, dem unter natürlichen Bedingungen zu erwarteten Lebensalter einzelner Individuen der untersuchten Population oder zu dem Territorialverhalten möglich.

Tiermarkierungen von kurzer Haltbarkeit (oft nur ein bis zwei Tage) können durch das Einfärben kleiner Fellabschnitte erfolgen. Diese Markierung erfüllt ihren Zweck (nach vorheriger ausreichender Anfütterung) bei Stichprobenfängen über einen Fangtag und hoher Individuenabundanz zur Information über die momentane Altersgruppierung einer oder der Populationen am betreffenden Fangort. Einfärbungsversuche von längerer Haltbarkeit sollten an Igel (*Erinaceus spez.*) gemacht werden. Hier liegen ungenügende und unbefriedigende Ergebnisse vor (Dr. M. STUBBE brieflich).

Einige erprobte Schemen zur dauerhaften Markierung, der Zehenamputation und der Ohrensaumkerbung werden in der Anlage unter 5.2. beschrieben.

Die Ohrensaumkerbung läßt sich kaum im vollen Umfang bei den Kleinsäufern verwirklichen. Sie wurde hier der Vollständigkeit wegen angeführt. Die zur Markierung durch Amputation verwendeten Scherenwerkzeuge müssen scharf, zuverlässig und tierhygienisch unbedenklich sein (weiteres in 5.3. der Anlage). Bei dieser Arbeit sind außerdem zum Schutz gegen Bißwunden Fingerhandschuhe aus Leder zu tragen.

Zur Arealgrößen- und Freilandsaktivitätsermittlung einzelner bodenbewohnender Individuen wird das in dem Bereich der Humanmedizin angewandte Kobalt 60 in Kleinstmengen durch Nahrungsaufnahme zur Anwendung gebracht.

Durch die Anwendung der Infrarotfilmtechnik und der Nachtsichtgeräte sowie der Entwicklung der Restlichtverstärker für die televisionelle Beobachtung nachtaktiver Tiere ist in relativ kurzer Zeit mit neuen fundamentalen Forschungsergebnissen zu rechnen. Neben diesen

technischen Forschungsaufwand der Institute bleibt dem Freizeitforscher dennoch genügend Raum zur Erkundung und Beobachtung der Säugetierfauna und ihrer ständigen gesetzmäßigen Variabilität in allen Natur- und Landschaftsschutzgebieten.

5. Anhang

- 5.1 Übersichtsblatt zur Methodik bei der Kleinsäugerforschung in Habitaten naturnaher Waldgesellschaften
- 5.2 Schemen zur Tiermarkierung
- 5.3 Wichtige hygienische Belange beim Umgang mit Kleinsäufern

5.1. Übersichtsblatt

Kleinsäugerforschung in Habitaten naturnaher Waldgesellschaften

a) Vorbereitung:

Orientierung an Hand der geologischen Karte
 Orientierung an Hand der forstlichen Standortkarte und deren Legende, der Waldgeschichte, floristischer, faunistischer und klimatischer Untersuchungen des Arbeitsgebietes u. a.
 Erstellung einer Arbeitskarte M 1 : 5 000

b) Feldarbeit:

Lokalisierung der Fangstellen entsprechend der Aufgabenstellung und der Charakteristik der Biotope
 Vormarkierung der Fangstellen — Fallenreihen, -streifen, -felder
 Grundlage bildet die

c) Kombinationsbeurteilung der Biotope:

Vegetationsaufnahmen → ökologische Artengruppen

Beachtung der jahreszeitlichen Aspekte für die Faunenentwicklung	Winter—Vorfrühljahrspekt Frühljahrspekt Vorsommer—Sommeraspekt Hochsommer—Herbstaspekt Vorwinteraspekt
--	--

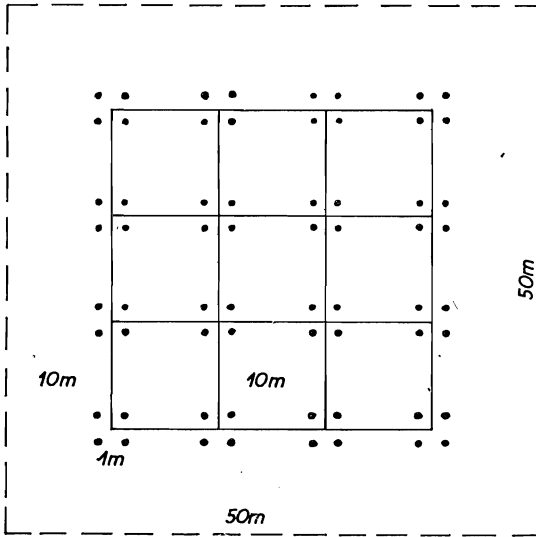
Makroklima	Reliefenergie	Exposition
Mikroklima	Bodentyp	Humusform
	Wasserhaushalt	

Anwendung absoluter Fangmethoden

Ermittlung der Dominanz und Abundanz

Fallenfelder:

Innerhalb einer Standortform nach TURČEK (1953): 0,5 ha 36 Fallengruppen mit 144 Fallen, in Abwandlung GROSSE/SYKORA: 0,25 ha 16 Fallengruppen mit 64 Fallen



Fallengitter 30×30 m; Fangfläche 50×50 m; \triangle 0,25 ha

Fallenstreifen:

Aufbau innerhalb eines abgrenzbaren Lebensraumes (z. B. parallele Streifen längs zu aufgliederten Saumbiozönos)

nach TURČEK (1953): 0,5 ha 25 Fallengruppen 100 Fallen
in Abwandlung: 0,25 ha 12 Fallengruppen 48 Fallen

Abstand der Gruppen 10 m, Fangstreifenbreite 2×10 m

Stellzeit: 3 Tage und Nächte, Kontrolle zweimal am Tage, bei gestörtem Mikroklima oder auch zur Zeit der Vegetationsruhe 4. Kontrollnacht

Fallentyp: Witterungsfeste Exkursionsfallen, Gruppen numeriert, Fallen feststeckbar

Köder: Universalköder (Docht- oder Gemischköder)

5.2. Schemen zur Tiermarkierung

Für eine Dauermarkierung der Tiere wird die kombinierte Methode der Zehengliederamputation und Ohrensaumkerbung (u. a. von SCHULZE, Sangerhausen 1970, mit Erfolg an fast 800 Haselmäusen, *Muscardinus avellanarius*, angewandt) empfohlen.

Markierungsschlüssel

In die Markierung können meist je Tier 16 Zehen (ohne Daumen) einbezogen werden. Gezählt wird von außen nach innen! Das sonst nicht übliche Zählen vom kleinen Finger zum Daumen gestattet die nur bei einigen Kleinsäugearten mögliche Einbeziehung des Daumens als Ziffer 5.

<i>Konstante</i>	<i>Variable</i>	
—	je Tier nur das	
	1. Zehenglied einer Zehe	n = 16
Hinterfuß li.	Vorderfuß re.	
Zehe 1—4	Zehe 1—4	n = 16
Hinterfuß li.	Vorderfuß li.	
Zehe 1—4	Zehe 1—4	n = 16
Hinterfuß re.	Vorderfuß re.	
Zehe 1—4	Zehe 1—4	n = 16
Hinterfuß re.	Vorderfuß li.	
Zehe 1—4	Zehe 1—4	n = 16
Vorderfuß li.	Vorderfuß re.	
Zehe 1—4	Zehe 1—4	n = 16
Hinterfuß li.	Hinterfuß re.	
Zehe 1—4	Zehe 1—4	n = 16
		= 112

Erweiterung der Möglichkeiten:

1. Markierungsblock: Amputation des 1. Zehengliedes mit der Krallen (Grundschema) $n = 112$
2. Markierungsblock: Amputation der gesamten Zehe $n_2 = 112$
3. Markierungsblock: zusätzliche Kerbung des rechten oder linken Ohr-randes $n_3 = 448$

Eine Erweiterung des Schlüssels ist möglich, wenn z. B. die Ohren in Markierungsabschnitte eingeteilt werden können oder die Geschlechtsmerkmale bei allen Generationen der betreffenden Art eindeutig erkannt werden. Eine einfache Ohrmarkierung stellt die Kerb-Markierung der Ohren nach Jahrgängen dar.

li. Ohr — ungerade Jahrgänge
 re. Ohr — gerade Jahrgänge

Zum Beispiel:

- li. Ohr 1. Jahr der Markierung, Kerbe im hinteren Ohrabschnitt
- 3. Jahr der Markierung, Kerbe im vorderen Ohrabschnitt
- re. Ohr 2. Jahr der Markierung, Kerbe im hinteren Ohrabschnitt
- 4. Jahr der Markierung, Kerbe im vorderen Ohrabschnitt
- li. Ohr 5. Jahr der Markierung, Kerbe in der Ohrspitze
- re. Ohr 6. Jahr der Markierung, Kerbe in der Ohrspitze

Am Beispiel der Ohrkerbmarkierung bei Schweinen (*Sus spez.*) soll eine weitere Möglichkeit erörtert werden.

Additionsschlüssel — Lage der Summanden:

Bei vielen Kleinsäugerarten scheidet die Ohrmarkierung wegen zu kleiner Ohren aus. Auch die natürliche Verletzbarkeit der Ohren gestaltet diese Markierungsvariante etwas unsicher und schränkt sie weitgehend ein.

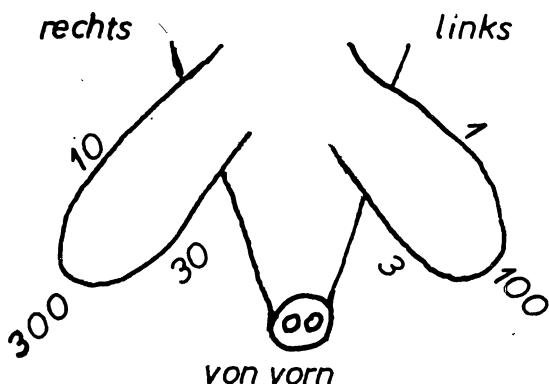


Abb. 10

Beispiel:

- Nr. 2 = 2 Kerben (1 + 1) im li. Ohr hinten
- Nr. 5 = 2 Kerben (1 + 1) plus 1 Kerbe Ziffer 3
- Nr. 25 = li. Ohr wie Nr. 5 plus 2 Kerben (10 + 10) im re. Ohr hinten

Einen etwas anderen Zehenmarkierungsschlüssel nach REICHSTEIN benutzte WIELAND (1973) zur Markierung der Schermaus (*Arvicola terrestris* L.). Bei den an den Vorderfüßen markierten männlichen Tieren ergaben sich Unsicherheiten, da auch durch Rivalitätskämpfe Zehen-

verluste (WIELAND 1977 briefl.), unabhängig von der Markierung, auftraten. Die Markierung der Vorderfüße der ♂♂ wurde daher erst nach der Erschöpfung aller Kombinationen an den Hinterfüßen mit einbezogen.

Die Amputation nebeneinander liegender Gliedmaßen sollte bei allen Tierarten jedoch vermieden werden.

Bei vorwiegend grabenden Tieren ist es ratsam, an den Vorderfüßen je Fuß immer nur eine Zehe und bei baumbewohnenden Kleinsäugetern nur eine Zehe an jedem Fuß zu amputieren.

Markierungsschlüssel für Zehenamputationen mittels der Hinterfußkombination:

RH = rechter Hinterfuß, LH = linker Hinterfuß

<i>Konstante</i>	<i>Variable</i>	
—	RH Zehe 1—5	n = 10
	LH Zehe 1—5	
RH Zehe 1—5	LH Zehen 1 + 3	n = 35
	1 + 4	
	1 + 5	
	2 + 4	
	2 + 5	
	3 + 5	
	1 + 3 + 5	n = 35
LH Zehe 1—5	RH Zehen wie oben	n = 35

Durch die Einbeziehung der vorangestellten Markierungsvarianten (Vorderfuß re. RV, li. LV, erstes und zweites Zehenglied) kann dieser Markierungsschlüssel analog erweitert werden.

5.3. Wichtige hygienische Belange beim Umgang mit Kleinsäugetern

Eine infektiöse Gefährdung des Bearbeiters wird weitestgehend gemindert, wenn eine Schmierinfektion, Kratz-, Biß- und Schnittwundenverletzung, und ein Überwandern von Ektoparasiten vermieden wird. Es muß daher das Tragen von Gummischutzhandschuhen empfohlen werden. Zum Abtöten der Ektoparasiten werden die Kleinsäuger ca. 10 Minuten in ein dichtschließendes Gefäß oder Plastbeutel mit Äther- oder Chloroformdämpfen gelegt. Bei Totfunden oder der Fangtätigkeit in Tierseuchengebieten sollte man bei der Bearbeitung der Tiere in jedem Fall mit Schutzhandschuhen arbeiten.

Nach beendeter Arbeit müssen die Instrumente (auch Lineal und

Waage), gegebenenfalls die Handschuhe und davon unabhängig die Hände sowie die Arbeitsunterlage (Tisch usw.) mittels einer Desinfektionslösung (z. B. Wofasept) gewissenhaft gereinigt werden.

Tierkadaver und wertlos gewordenes Hilfsmaterial sind täglich nach Abschluß der Arbeiten zu vergraben oder in einem Heizofen bei guter Flamme zu verbrennen. Transportbeutel, Tierbehälter und Transportkäfige sind ebenfalls nach dem Abschluß einer Arbeitsperiode zu reinigen.

Die Hilfswerkzeuge und Instrumente dürfen nur zur Bearbeitung von Tiermaterial Verwendung finden. Interessenten und Mitarbeiter sind über die hygienischen Grundsätze rechtzeitig und ausführlich zu belehren. Zur Vermeidung von Tierinfektionen bei Tiermarkierungen ist mit sauberen Instrumenten zu arbeiten, infizierte Wunden sind bei den betreffenden Tieren (Wiederfänge) gegebenenfalls zu öffnen und mit einer Sepsotinktur zu behandeln.

Zusammenfassung

Es wird eine Aufzählung bewährter und praktikabler Kleinsäuger-Feldforschungsmethoden gegeben. Hinweise zur Behandlung der gefangenen Tiere, zur Datenerfassung und -wertung, moderne Fallentypen und Schemen zur Tiermarkierung ergänzen diese Übersicht.

Summary

An enumeration is given from clever methods of research work about Insectivora and Rodentia in nature. This summary is completed by references to the treatment of the animalis, which are caught, to seize of dates and to appraise these, by types of traps and some plans for mark the animalis.

Danksagung

Für die kritischen Hinweise zum Manuskript dankt der Verfasser Herrn Dr. M. STUBBE, Halle, Herrn Dr. D. MARTIN, Waren/Müritz und Herrn H. GROSSE Altenburg.

Für die Übermittlung der Markierungsschemen und wertvoller Erfahrungen zur Kleinsäugermarkierung habe ich außerdem Herrn W. SCHULZE, Sangerhausen u. Herrn Dr. WIELAND, Kleinmachow zu danken.

Literatur

- [1] Autorenkollektiv 1973. Habitatkatalog für das Gebiet der DDR (Entwurf). Entomologische Nachrichten, Dresden.
- [2] Autorenkollektiv 1971. Wildtiere in Menschenhand. Bd. 1, VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin.

- [3] BARABASCH-NIKIFOROW, I. I. 1975. Die Desmane. Verlag A. Ziemsen, Brehm-Bücherei.
- [4] BRINK, F. H. VAN DEN. 1972. Die Säugetiere Europas. Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin.
- [5] FREYE, H. A. 1974. Kompendium der Zoologie. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena.
- [6] GAFFREY, G. 1961. Merkmale der wildlebenden Säugetiere Mitteleuropas. Akademische Verlagsgesellschaft Gest & Portig K.-G. Leipzig.
- [7] GEILER, H. 1971. Ökologie der Land- und Süßwassertiere. Akademie-Verlag, Berlin.
- [8] HUSSON, A. M. 1962. Het determineren van schedelresten van zoogdieren in braakballen van uilen. Zoologisché Bijdragen, Rijksmuseum van Natuurlijke Historie, Leiden.
- [9] LAUFENS, G. 1973. Beiträge zur Biologie der Fransenfledermäuse (*Myotis natterii* KUHL, 1818). Z. Säugetierkd. 38 H. 1.
- [10] LAUFENS, G. 1975. Beginn und Ende der täglichen Aktivität freilebender Haselmäuse (*Muscardinus avellanarius* L.) und Siebenschläfer (*Glis glis* L.). Z. Säugetierkd. 40 H. 2.
- [11] LOBECK, K., u. MEINKE, I. 1966. Wald — Hecke — Strand. Volk und Wissen, Volkseigener Verlag, Berlin.
- [12] MÄRZ, R. 1972. Gewöll und Rupfungskunde. Akademie-Verlag, Berlin.
- [13] MESCH, H. 1976. Wühlmaus und Maulwurf im Garten. VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin.
- [14] MOHR, E. 1954. Die freilebenden Nagetiere Deutschlands und der Nachbarländer. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena.
- [15] OGNEW, S. I. 1959. Säugetiere und ihre Umwelt. Akademie-Verlag, Berlin.
- [16] PLECHOCKI, R. 1967. Makroskopische Präparationskunde Teil I: Wirbeltiere. Leitfaden für das Sammeln, Präparieren und Konservieren. Akademische Verlagsgesellschaft Gest & Portig, K.-G., Leipzig.
- [17] PRILL, H. 1975. Populationsentwicklung einiger Kleinsäuger. Serrahn, Neubrandenburg.
- [18] SCHMIDT, A. 1975. Populationsdynamik und Ökologie der terrestrischen Kleinsäuger des Naturschutzgebietes Schwarzberge. Naturschutzarbeit in Berlin u. Brandenburg, Jg. 11, H. 2/3.
- [19] SCHMIDT, A. 1976. Zur Bestimmung der Gartenspitzmaus (*Crocidura suaveolens*) und Feldspitzmaus (*C. leucodon*) nach Schädelmerkmalen. Abh. u. Ber. Naturkd. Mus. „Mauritianum“, Altenburg, Bd. 9 H. 2.
- [20] SCHULZE, W. 1970. Beiträge zum Vorkommen und zur Biologie der Haselmaus (*Muscardinus avellanarius* L.) und des Siebenschläfers (*Glis glis* L.) im Südharz. Hercynia, Bd. 7, H. 4, S. 355—371.
- [21] STRESEMANN, E. 1974. Exkursionsfauna: Wirbeltiere. Volk u. Wissen, Volkseigener Verlag, Berlin.
- [22] TURČEK, F. J. 1958. Zöologische Arbeitsmethoden für Wirbeltiere. In: Balogh, Lebensgemeinschaften der Landtiere. Berlin u. Budapest.
- [23] SYKORA, W. 1973. Kleinsäugerfallen für den wissenschaftlichen Tierfang. Abh. u. Ber. Naturkd. Mus. „Mauritianum“, Altenburg, Bd. 8, H. 1/2.

- [24] WIELAND, H. 1973. Beiträge zur Biologie und zum Massenwechsel der großen Wühlmaus (*Arvicola terrestris* L.). Zool. Jb. Syst. Bd. 100, S. 351 bis 428.

Literaturhinweise

Für die erfolgreiche Durchführung der Forschungsarbeit, zur weiteren Orientierung über Arbeits- und Bearbeitungsmethoden sowie zur sicheren Bestimmung der Kleinsäuger wird folgende Literaturlauswahl empfohlen (Ziffern nach dem vorangestellten Literaturverzeichnis): [1, 6, 7, 11, 12, 14, 16, 21].

Zeitschriften

Zahlreiche mammalogische Forschungsberichte und Abhandlungen erscheinen in den Veröffentlichungen der Institute und Museen des In- und Auslandes.

In verschiedenen Ländern gibt es außerdem spezielle mammalogische Zeitschriften, wie in der VR Polen die Zeitschrift „Acta theologica“, Bialowieza, Warszawa, in der ČSSR die Zeitschrift „Lynx, Series nova“, Mus. Nat. Praha, in der BRD die „Zeitschrift für Säugetierkunde“, Hamburg und Berlin, sowie die „Säugetierkundlichen Mitteilungen“, München.

Eingang: 30. 9. 1977

Anschrift des Verfassers:

WERNER SYKORA, DDR-74 Altenburg, An den Geraer Linden 10