



## Richtlinien über das fachgerechte und tierschutzkonforme Töten von Versuchstieren

---

Inhaltsverzeichnis	Seite
A Allgemeines	2
1 Rechtsgrundlagen und Bewilligungsgrundsätze	2
2 Grundsätze des fachgerechten Tötens (Rahmenbedingungen)	3
B Die verschiedenen Tötungsmethoden	4
1 Mechanische Methoden	4
2 Inhalationsmethoden	5
3 Injektionsmethoden	6
4 Mikrowellen	6
5 Töten in Narkose	7
C Zulässige Tötungsmethoden (Positivliste)	7
D Unzulässige Tötungsmethoden (Negativliste)	12
1 Für alle Tierarten	12
2 Für einzelne Tierarten	13
E Literatur	15
Anhang: Tabelle der zulässigen und unzulässigen Tötungsmethoden für nicht narkotisierte Labornagetiere, Kaninchen, Hund und Katze	

Dem Töten von Versuchstieren ist im Sinne des Tierschutzes grosse Bedeutung zuzumessen. Über 95 Prozent der in Versuchen eingesetzten Tiere werden am Ende des Versuchs getötet. Die Richtlinie bezweckt, dass **in der Praxis bei Versuchstieren nur tierschutzkonforme Tötungsmethoden gemäss dem aktuellen Stand der Kenntnisse zur Anwendung** kommen.

Die Richtlinie richtet sich an die **Behörden**, die mit dem Vollzug der Tierschutzgesetzgebung im Bereich Tierversuche betraut sind, ihre **beratenden Kommissionen** und an alle **Personen, die sich mit der Durchführung von Tierversuchen befassen** (Versuchsleiter/innen, Tierpflegepersonal, Laborpersonal).

## A Allgemeines

### 1 Rechtsgrundlagen und Bewilligungsgrundsätze

Diese Richtlinie stützt sich auf die Artikel 2, 16, 20 - 22 und 35 des Tierschutzgesetzes (TSchG) sowie die Artikel 60 und 71 der Tierschutzverordnung (TSchV).

- Niemand darf ungerechtfertigt einem Tier Schmerzen, Leiden oder Schäden zufügen oder es in Angst versetzen (Art. 2 Abs. 3 TSchG).
- Durchführung von bewilligungspflichtigen Tierversuchen: Schmerzen, Leiden oder Schäden dürfen einem Tier nur zugefügt werden, soweit dies für den verfolgten Zweck unvermeidlich ist (Art. 16 Abs. 1 TSchG).
- Kann ein Tier nach einem Eingriff nur unter Leiden weiterleben, so muss es schmerzlos getötet werden, sobald der Versuchszweck dies zulässt (Art. 16 Abs. 5 TSchG).
- Das Schlachten von Säugetieren ohne Betäubung vor dem Blutentzug ist verboten (Art. 20 Abs. 1 TSchG).
- Die Betäubung hat möglichst unverzüglich zu wirken; eine Verzögerung der Wirkung darf keine Schmerzen verursachen (Art. 21 Abs. 1 TSchG).
- Das Töten von Tieren auf qualvolle Art ist verboten (Art. 22 Abs. 2 Bst. a TSchG).
- Eine Bewilligung ist insbesondere für Tierversuche erforderlich, in deren Rahmen mit betäubten Tieren gearbeitet wird, auch wenn die Tiere in betäubtem Zustand getötet werden (Art. 60 Abs. 2 Bst. f TSchV).
- Die Oberaufsicht des Bundes über den Vollzug des Gesetzes durch die Kantone obliegt dem Eidgenössischen Volkswirtschaftsdepartement und dessen Bundesamt für Veterinärwesen (Art. 35 TSchG). Das Bundesamt kann technische Ausführungsvorschriften erlassen und muss auf den Formularvorlagen Angaben vorschreiben über die Methodik und deren Begründung (Art. 71 Abs. 1 und 3 Bst. b und e TSchV).

Die verantwortlichen Instituts- und Versuchsleiter sind dazu angehalten, bei der Planung und Durchführung von Tierversuchen nur tierschutzkonforme Tötungsmethoden anzuwenden.

Vor dem Erteilen einer Bewilligung resp. vor dem Mitteilen des Entscheids über einen nichtbewilligungspflichtigen Tierversuch ist durch die Behörde **zu prüfen**, ob die im Gesuch angegebenen **Methoden des Tötens** der Versuchstiere als tierschutzkonform eingestuft sind (vgl. Kap. C und D).

Werden im Bewilligungsgesuch unzulässige Tötungsmethoden beantragt, so ist in der Bewilligung mit einer entsprechenden **Auflage** sicherzustellen, dass eine zulässige Tötungsmethode angewendet wird.

Als **nicht bewilligungspflichtig** einzustufen ist das Töten von Tieren zu Versuchszwecken (Gewinnen von Körperflüssigkeiten, Geweben, Organen und Körperteilen), wenn

- vorgängig an den Tieren keine belastenden Massnahmen vorgenommen wurden (keine Behandlungen, keine Stoffapplikation, etc.) und
- das Töten fachgerecht nach tierschutzkonformen (zulässigen) Methoden erfolgt (vgl. Kap. C und D).

Ebenfalls als **nicht bewilligungspflichtiger Versuch** einzustufen ist die Organentnahme am tief narkotisierten Tier, wenn der Tod des Tieres innerhalb von höchstens 5 -10 Minuten nach Beginn des Eingriffs durch eine geeignete Massnahme sichergestellt wird. Dauert das Narkosestadium vor Eintritt des Todes länger als 10 Minuten, so ist der Versuch **bewilligungspflichtig**.

Das Töten von Tieren ist stichprobenweise durch die Behörden **zu kontrollieren** (zur Anwendung kommende Methoden, Art und Weise der Ausführung, Räumlichkeiten, Apparaturen, Ausbildungsstand der ausführenden Personen, Umgang mit den Tieren).

## 2 Grundsätze des fachgerechten Tötens (Rahmenbedingungen)

21 Das Tötungsverfahren soll einen **schnellen Eintritt der Empfindungs- und Wahrnehmungslosigkeit garantieren**. Die Methode ist danach zu wählen (vgl. Kap. C).

22 *Beim Töten von Tieren stellt die **ausführende Person den weitaus grössten Einflussfaktor** dar. Ob die gesetzlichen Anforderungen - dem Tier keine unnötigen Schmerzen und Leiden zuzufügen oder es nicht in Angst zu versetzen - erfüllt werden, liegt bei jeder Tötungsmethode beim Personal. So kann auch eine tierschutzgerechte Tötungsart bei schlechter Ausführung stark belastend sein. Das Personal ist daher **theoretisch und praktisch in fachgerechter Tötung zu schulen**.*

Die detaillierte Beschreibung der fachgerechten Tötungsmethoden ist der weiterführenden **Literatur** zu entnehmen (Kap. E).

- 23 Eine Erregung des Tieres ist zu vermeiden oder auf so kurze Zeit wie möglich zu beschränken. Deshalb sind Methoden vorzuziehen, die keine oder nur eine kurze und schonende Fixation der Tiere erfordern (**Umgang**). Mögliche Abwehrreaktionen, Aggressivität und Aufregung (Stress und Angst) können dadurch vermieden oder zumindest vermindert werden.
- 24 Es soll wenn möglich nicht im Raum getötet werden, in dem die Tiere gehalten werden; vor allem blutige Tötungsmethoden sollten in einem anderen Raum vorgenommen werden.  
Tiere dürfen **erst nach Atem- und Herzstillstand beseitigt** werden.
- 25 Fixieren und Einfangen der Tiere vor dem Töten sind schonend durchzuführen oder wenn möglich zu vermeiden. Grosse örtliche Verschiebungen oder das Vermischen von sich fremden Tieren kann zu grösserem Stress führen als das Töten selbst.

## **B Die verschiedenen Tötungsmethoden**

### **1 Mechanische Methoden**

#### **11 Allgemeines**

Mechanische Methoden führen bei korrekter Ausführung innert Sekunden zur Bewusstlosigkeit und gegebenenfalls zum Tod. **Der Tod muss immer durch Entbluten gesichert werden.** Diese Methoden dürfen aber nur von Personal mit der nötigen Ausbildung und Routine durchgeführt werden und sind nur bei umgänglichen Tieren anzuwenden.

#### **12 Betäubungsschlag**

Unter dem Betäubungsschlag ist ein gezielter Schlag im Kopfbereich zu verstehen. Er hat je nach Tierart okzipital (Hinterkopf bei Kaninchen, Meerschweinchen, Ratte, Fisch) oder frontal (Stirn bei Reptilien, sehr jungen Tieren) zu erfolgen. Der Betäubungsschlag ist mit einem Stock, dessen Kaliber der Grösse des Tieres angepasst sein muss, auszuführen.

#### **13 Dekapitation**

Unter der Dekapitation versteht man die Durchtrennung des Halses nahe beim Kopf mittels eines scharfen Instruments. Es sind eigens dafür entwickelte Geräte (Guillotinen) zu verwenden, damit eine schnelle und korrekte Durchtrennung der Gewebe an der richtigen Stelle gesichert ist. Bei ganz kleinen Tieren (Vögel, Amphibien) kann auch der kurze, kräftige Scherenschlag eingesetzt werden. Die Dekapitation hat einen sofortigen Abfall des Blutdrucks zur Folge, was zum Verlust des Bewusstseins führt. Bei Kaltblütern darf die Dekapitation nicht allein angewendet werden (zusätzlich Zerstören von Gehirn und Rückenmark; vgl. Kap. D Ziff. 26 und 27).

## 14 Bolzenschuss

Es ist darauf zu achten, dass die Kraft und die Grösse des Bolzenschussgeräts (Durchmesser und Länge des Bolzens) der Grösse und Art des zu betäubenden Tieres angepasst wird. Sehr wichtig ist die korrekte Einschussstelle. Zur tierschutzgerechten Betäubung von Kaninchen beispielsweise muss das Bolzenschussgerät genau zwischen dem Ohransatz auf das Schädeldach angesetzt werden. Dabei ist der Kopf des Tieres mit der einen Hand zu fixieren und mit dem Gerät leicht auf die Unterlage zu drücken. Bei diesem Vorgehen ist die direkte Einwirkung des Bolzens auf das relativ weit kaudal (hinten am Kopf) liegende Gehirn gewährleistet.

## 15 Zervikale Dislokation (Genickbruch, Strecken)

Bei der zervikalen Dislokation werden Schädel und Halswirbelsäule gegeneinander verschoben. Bei korrekter Ausführung wird dabei das Rückenmark durchtrennt. Werden die Nervenbahnen jedoch nicht schnell und vollständig unterbrochen, ist der Genickbruch für das Tier mit Qualen verbunden. Da die grossen Blutgefässe bei diesem Eingriff nicht immer durchtrennt werden, **müssen die Tiere immer sofort anschliessend entblutet werden**. Diese anspruchsvolle Methode ist nur für einzelne Tiere und kleine Tiergruppen geeignet oder wo es die Versuchsanordnung erfordert (Bsp. Töten im Isolator). Sie ist auf Mäuse jeglichen Alters und Ratten bis zum Alter von drei Wochen zu beschränken. Zusätzlich kann sie bei kleinen Vögeln und Geflügel (Strecken) eingesetzt werden.

## 2 Inhalationsmethoden

### 21 Allgemeines

Die Einrichtung muss so beschaffen sein, dass in wenigen Sekunden in der ganzen Tötungskammer die wirksame Gaskonzentration erreicht werden kann. Das Gasgemisch muss hochprozentig verabreicht werden, d.h. es muss mindestens dreimal die minimale alveoläre Konzentration (MAC = Minimal Alveolar Concentration) vorhanden sein. Dadurch soll sichergestellt werden, dass die Tiere innerhalb von kurzer Zeit an der Ueberdosis Anästhetika sterben.

Die Tiere müssen genügend lang in der Tötungskammer belassen werden. **Nach der Herausnahme muss überprüft werden, ob die Tiere tot sind, bevor sie beseitigt werden.**

Beim Töten von Gruppen muss jedem Tier genügend Bodenfläche zur Verfügung stehen.

Das Geschehen in der Tötungskammer muss sichtbar sein (Glasfenster oder ähnliches; keine Behälter, die mit undurchsichtigen Plastiksäcken ausgeschlagen sind).

Die Tötungskammer oder der Behälter muss leicht zu reinigen sein.

### 22 Inhalation von CO<sub>2</sub> (Kohlendioxid)

- Von einer Gasflasche wird CO<sub>2</sub> in genügend hoher Konzentration (mind. 80 %) in die Kammer

gegeben. Die Tiere werden (je nach Tierart) vorher oder nachher in die Tötungskammer gestellt. Das Gas sollte geräuscharm einströmen. Die Tiere sind genügend lang in der Tötungskammer zu belassen. Nach dem Herausnehmen muss kontrolliert werden, ob das Tier wirklich tot ist (Palpation des Herzschlags, "gebrochene" Augen).

- Trockeneis (die feste Form von Kohlendioxid) wird in einen Behälter gegeben. Der Käfig wird mit einem Abstand von mindestens 10 cm (wegen der tiefen Temperatur von - 78° Celsius) auf das Trockeneis verbracht, über welches etwas Wasser geschüttet wird.

### **23 Inhalation von volatilen (flüchtigen) Inhalationsanästhetika**

Die gebräuchlichsten sind Halothan, Enfluran, Isofluran oder Methoxyfluran. Sie werden mit geeigneten Geräten verdampft, sind weder brennbar noch explosiv, haben keine reizende Wirkung auf die Schleimhäute und führen schnell zu Bewusstlosigkeit. Methoxyfluran hat eine längere Anflutungszeit und wirkt deshalb langsamer als die andern. Enfluran und Isofluran können dem Halothan vorgezogen werden, da sie den Lebermetabolismus nicht beeinträchtigen.

## **3 Injektionsmethoden**

Der **ausreichenden Dosierung**, der Wahl der Applikationsart und dem Gelingen der Applikation ist grosse Beachtung zu schenken.

Barbiturate (vorzugsweise **Pentobarbital**, z.B. Nembutal<sup>R</sup>, Vetanarkol<sup>R</sup>, Narcoren<sup>R</sup>, Eutha77<sup>R</sup>) sind die Injektionsmittel erster Wahl für die Euthanasie. Wenn immer möglich sollten sie intravenös appliziert werden. Bei Versuchstieren wie Meerschweinchen, Hühnern und Mäusen, oder wo es die Umstände erfordern auch bei Ratten, können die Barbiturate auch intraperitoneal appliziert werden. In diesen Fällen sollte darauf geachtet werden, dass die speziell für die Euthanasie hergestellten, hochkonzentrierten Barbiturate (wie Eutha 77) wegen der Reizwirkung vor Gebrauch mit destilliertem Wasser oder physiologischer Kochsalzlösung 1:1 verdünnt werden. Bei grösseren Tieren wie Kaninchen, Katzen, Hunden und landwirtschaftlichen Nutztieren sind sie ausschliesslich intravenös zu spritzen. Wird den Tieren anschliessend Blut (Entbluten) oder werden Organe entnommen, ist streng darauf zu achten, dass vor jeglichem Eingriff das vollständige Narkosestadium abgewartet wird.

**Katzen, Hunde und Affen** sind vor der Applikation der Barbiturate erforderlichenfalls **zu sedieren**.

## **4 Mikrowellen**

Diese Methode darf nur zum Einsatz kommen, wenn die Apparaturen die nötige Leistung zum raschen Töten der entsprechenden Tierart erbringen und die technischen Anforderungen erfüllen. Diese Methode eignet sich in erster Linie zum Töten von Ratten und mit geeigneten Geräten auch von anderen Kleinnagern. Die Apparaturen müssen eine Leistung von mehr als 3,5 kW sowie eine Frequenz von 2450 MHz aufweisen und so beschaffen sein, dass **der Mikrowellenstrahl über**

dem Gehirn zentriert werden kann. Die Ganzkörperbestrahlung der Tiere mit Mikrowellen ist unzulässig.

**Wer mit Mikrowellen töten will, hat die Anlage bei den für Tierversuche zuständigen kantonalen Behörden anzumelden.**

## 5 Töten in Narkose

Werden die Tiere vor dem Töten **fachgerecht narkotisiert**, können auch Tötungsmethoden zur Anwendung kommen, die bei (wachen) Tieren gemäss dieser Richtlinie unzulässig sind. Der Tod unter Narkose muss sicher und innerhalb kurzer Zeit eintreten (vgl. auch Kap. A Ziff. 1).

Beispiele: Injektion von Kaliumchlorid, Magnesiumsulfat oder Magnesiumchlorid, intrakardiale, intrapulmonale oder intrathorakale Injektionen, Injektion von peripher wirkenden Muskelrelaxantien, Entbluten, Perfusion mit Fixationsmittel etc.

## C Zulässige Tötungsmethoden (Positivliste)

Je nach Situation und Versuchsziel ist bei jeder Tierart die adäquate Methode zu wählen. Es wird nicht ausgeschlossen, dass neue, sich bewährende Methoden zur Anwendung kommen können, dies jedoch erst nach Absprache mit den Behörden.

### 1 Maus

- **Dekapitation und zervikale Dislokation (mit anschliessendem Entbluten) für einzelne Tiere**, geübtes Personal vorausgesetzt.
- **Begasung mit hochprozentigem CO<sub>2</sub>**.
- **Begasung mit hochprozentigem Halothan** oder verwandten volatilen Anästhetika.
- **Pentobarbital für einzelne Tiere**, Dosierung 100-150 mg/kg i.p., Höchstkonzentration: 200 mg/ml Lösung.

### 2 Ratte

- **Dekapitation für einzelne Tiere**, geübtes Personal vorausgesetzt.
- **Begasung mit hochprozentigem CO<sub>2</sub>**.
- **Begasung mit hochprozentigem Halothan** oder verwandten volatilen Anästhetika.
- **Pentobarbital für einzelne Tiere**, Dosierung 100 mg/kg i.v. bzw. 150 mg/kg i.p., Höchstkon-

zentration: 200 mg/ml Lösung.

- **Gezielter Betäubungsschlag** mit anschliessendem Entbluten, geübtes Personal vorausgesetzt.
- **Zentrierte Mikrowellenbestrahlung** des Kopfes, min. 6 kW, für Ratten bis 250 g, für schwerere Tiere muss die Leistung der Grösse des Tieres angepasst sein.
- **Zervikale Dislokation (mit anschliessendem Entbluten)** für Ratten (einzelne Tiere) bis zum Alter von 3 Wochen, geübtes Personal vorausgesetzt.

### 3 Hamster

- **Dekapitation für einzelne Tiere**, geübtes Personal vorausgesetzt.
- **Begasung mit hochprozentigem CO<sub>2</sub>**.
- **Begasung mit hochprozentigem Halothan** oder verwandten volatilen Anästhetika.
- **Pentobarbital für einzelne Tiere**, Dosierung: > 270 mg/kg i.p., Höchstkonzentration: 200 mg/ml Lösung.

### 4 Meerschweinchen

- **Pentobarbital für einzelne Tiere**, Dosierung 150 mg/kg i.p., Höchstkonzentration: 200 mg/ml Lösung.
- **Begasung mit hochprozentigem Halothan** oder verwandten volatilen Anästhetika.
- **Begasung mit hochprozentigem CO<sub>2</sub>**.
- **Dekapitation für einzelne Tiere**, geübtes Personal vorausgesetzt.
- **Gezielter Betäubungsschlag** mit anschliessendem Entbluten, geübtes Personal vorausgesetzt.

### 5 Kaninchen

- **Bolzenschussapparate für einzelne Tiere**.
- **Gezielter Betäubungsschlag** mit anschliessendem Entbluten, geübtes Personal vorausgesetzt.
- **Pentobarbital für einzelne Tiere**, Dosierung 120 mg/kg i.v., Höchstkonzentration: 200 mg/ml Lösung.
- **T61 streng i.v.**, Dosierung: 0,3 ml/kg, Injektionsrate für die ersten zwei Drittel des Volumens: 0,2 ml/sec, für das letzte Drittel: 1,2 ml/sec. Es darf nicht mit der gleichen Nadel injiziert werden, mit welcher das T61 aufgezogen wurde. Die Applikation mittels Katheter wird

empfohlen.

## 6 Katze

- **Pentobarbital i.v.**, Dosierung: 100 mg/kg.
- **Pentobarbital i.p.**, Dosierung: 200 mg/kg.
- **T61 streng i.v.**, Dosierung: 0,3 ml/kg, Injektionsrate für die ersten zwei Drittel des Volumens: 0,2 ml/sec, für das letzte Drittel: 1,2 ml/sec. Es darf nicht mit der gleichen Nadel injiziert werden, mit welcher das T61 aufgezogen wurde. Die Applikation mittels Katheter wird empfohlen.

Wenn erforderlich, ist vorgängig eine ausreichende Sedation vorzunehmen.

## 7 Hund

- **Pentobarbital i.v.**, Dosierung: 50 mg/kg, schnelle Injektion.
- **T61 streng i.v.**, Dosierung: 0,3 ml/kg, Injektionsrate für die ersten zwei Drittel des Volumens: 0,2 ml/sec, für das letzte Drittel: 1,2 ml/sec. Es darf nicht mit der gleichen Nadel injiziert werden, mit welcher das T61 aufgezogen wurde. Die Applikation mittels Katheter wird empfohlen.

Wenn erforderlich, ist vorgängig eine ausreichende Sedation vorzunehmen.

## 8 Frettchen

- **Pentobarbital i.p.**, Dosierung: 120 mg/kg, falls erforderlich mit vorgängiger Sedation.

## 9 Rind, Schaf, Ziege, Pferd, Schwein, inkl. Minipig

- **Pentobarbital i.v.** in hohen Dosen. Wenn erforderlich, ist vorgängig eine ausreichende Sedation vorzunehmen (v.a. Rinder und Pferde).
- Zulässige Methoden der **Betäubung beim Schlachten** mit anschliessendem Entbluten.

## 10 Primaten

- **Pentobarbital i.v.**, Dosierung: 60 mg/kg (Angabe für Altweltaffen: z.B. Makaken). Falls erforderlich, zuerst Immobilisation mit 10-25 mg/kg Ketamin i.m..
- **T61 streng i.v.**, Dosierung: 0,3 ml/kg, Injektionsrate für die ersten zwei Drittel des Volumens: 0,2 ml/sec, für das letzte Drittel: 1,2 ml/sec. Es darf nicht mit der gleichen Nadel injiziert werden, mit welcher das T61 aufgezogen wurde. Die Applikation mittels Katheter wird empfohlen.

Wenn erforderlich, ist vorgängig eine ausreichende Sedation vorzunehmen.

## 11 Vögel (inkl. Geflügel)

- **Pentobarbital i.v. oder i.p.**, Dosierung: > 100 mg/kg (falls erforderlich Immobilisation mit 10-50 mg/kg Ketamin i.m.).
- **Begasen mit hochprozentigem Halothan, Isofluran** oder ähnlichen Inhalationsanästhetika.
- **Begasen mit CO<sub>2</sub>**: muss in Verbindung mit Argon und Sauerstoff gebraucht werden (31 % CO<sub>2</sub>, 2 % O<sub>2</sub>, 67 % Argon). Das CO<sub>2</sub> bewirkt den Bewusstseinsverlust, das Argon den Tod durch Hypoxie. Es ist darauf zu achten, dass grössere Vögel **in gut vorgefüllte** Kammern verbracht werden.
- **Gezielter Betäubungsschlag auf den Hinterkopf** mit anschliessendem Entbluten, ausgebildetes Personal vorausgesetzt.
- **Genickbruch** für kleine Vögel (bis Wachtelgrösse) durch schnelles kräftiges Abdrehen des Kopfes und beim Geflügel durch schnelles, kräftiges Strecken der Tiere (Ausnahme: Gans, Ente), mit anschliessendem Entbluten, ausgebildetes Personal vorausgesetzt.

## 12 Fische

- Verbringen in Wasser mit **Tricain** (Tricain-Methansulfonat, Metacain, MS 222; Bezug z.B. Fluka, Buchs), bis der Tod festgestellt ist (ca. 1/2 h). Dosierung 150 mg/l H<sub>2</sub>O und Zusatz von 300 mg Na-Bicarbonat/l.
- Verbringen in Wasser mit **2-Phenoxy-Aethanol, purum**, bis der Tod festgestellt ist. Dosierung > 2,5 ml/l H<sub>2</sub>O.
- Verbringen in Wasser mit 5-10 mg **Hypnodil**<sup>R</sup>/l Wasser; warten, bis der Tod festgestellt ist.
- **Gezielter Betäubungsschlag**, ausgebildetes Personal vorausgesetzt (wenn vom Versuchsziel her möglich, mit vorhergehender Immobilisation durch eine leichte Narkose). Anschliessend zur Sicherstellung des Todes, wo notwendig, z.B. Dekapitation, Genickbruch.

## 13 Amphibien (Anura = Froschlurche, Urodela = Schwanzlurche)

Eine **Unterkühlung** der Tiere auf bis zu **4° C** erleichtert die Manipulation und ist für jede Methode der Tötung von Amphibien erforderlich (Kältestarre, aber **Bewusstsein und Schmerzempfinden sind vorhanden!**).

- Verbringen in Wasser mit **Tricain (MS 222)**, z.B. Fluka, Buchs). Dosierung 150 mg/l und Zusatz von 300 mg Na-Bicarbonat/l.
- **Pentobarbital i.p.** 120 mg/kg. Nach der Injektion müssen die Tiere wieder in **warmes** Wasser zurückgegeben werden (Anregen des Stoffwechsels, sicheres Feststellen des Todes).

- Gezielter **Betäubungsschlag** auf den Hinterkopf mit anschliessender Dekapitation und Zerstören zuerst des Gehirns und danach des Rückenmarks mit einer scharfen Nadel (double pithing). Darf nur durchgeführt werden, wenn es das Versuchsziel erfordert; ausgebildetes Personal ist Voraussetzung.

## 14 Reptilien (Squamata, Testudines, Crocodilia)

**Das tierschutzgerechte Töten von Reptilien ist anspruchsvoll. Deshalb sollte die Tötungsmethode je nach Tierart und Situation gewählt werden. Dabei ist das Beiziehen von Fachleuten und der Literatur empfehlenswert.**

Möglichkeiten:

- **Pentobarbital i.v.** oder i.p. (evtl. vorher Kältestarre, vgl. Amphibien).
- **Bolzenschuss:** Das Kaliber und die Länge müssen der Tierart angepasst werden. Er sollte nur von Experten ausgeführt werden, die die korrekte Ansatzstelle für den Apparat je nach Tierart genau kennen. Der Tod muss durch das Zerstören des Gehirns gesichert werden.

## 15 Cephalopoden (Kopffüssler, v.a. Tintenfische, Kalmaren, Kraken)

Die Methode der Wahl ist die Tötung durch Ueberdosierung eines Narkosemittels im Tauchbad. Der Atemstillstand tritt nach 5-10 Minuten ein. Danach müssen die Tiere noch mindestens eine halbe Stunde im Narkosebad belassen werden; zur Sicherstellung des Todes empfiehlt sich zusätzlich die Zerstörung des Gehirns oder die Dekapitation.

- **Ethanol.** Dosierung: 2-2,5 % in Meerwasser mit Raumtemperatur.
- **Magnesiumchlorid.** Dosierung: als isotonische Lösung durch Mischen von 7,5 %  $MgCl_2 \cdot 6H_2O$  (in destilliertem Wasser) mit dem gleichen Volumen Meerwasser.
- **Urethan.** Dosierung: 3 % in Meerwasser.

## 16 Jungtiere verschiedener Tierarten (bis zum Alter von 5 Tagen)

### 161 Allgemeines

Das tierschutzgerechte Töten von Jungtieren ist anspruchsvoll, die Meinungen der Experten über die geeignetsten Methoden sind geteilt. Dieses Kapitel kann somit nicht abschliessend behandelt werden.

### 162 Alle Tierarten

- Verbringen in **flüssigen Stickstoff**, nur für **neonatale** oder durch Hysterektomie (Entfernung der Gebärmutter) gewonnene und unmittelbar zum Töten bestimmte Tiere (ca. bis 10 g).
- **Auf eine Begasung von Jungtieren sollte verzichtet werden**, da diese besonders resistent

sind gegen Hypoxie (Sauerstoffmangel), was zu zu langen und unsicheren Begasungszeiten führt.

### 163 Maus, Ratte, Hamster und Kaninchen

- **Dekapitation**, geübtes Personal vorausgesetzt.
- **Pentobarbital s.c. oder i.p.** (verdünnt verabreichen), Dosierung wie bei adulten Tieren.

### 164 Katze, Hund und Frettchen

- **Pentobarbital**, 400 mg/kg i.p. (verdünnt verabreichen).

## D Unzulässige Tötungsmethoden (Negativliste)

Verschiedene Methoden werden als unzulässig eingestuft, da sie stark belastend sind oder für die betroffenen Tierarten andere, bessere Methoden zur Verfügung stehen. Im Folgenden sind Tötungsmethoden aufgeführt, die bei Tieren, welche sich bei Bewusstsein befinden, resp. beim **nicht narkotisierten Tier abzulehnen** sind. Es handelt sich **nicht** um eine **abschliessende Liste**.

### 1 Für alle Tierarten

#### 11 Injektionsmethoden

Injektion von  **$\alpha$ 2-Antagonisten, Benzodiazepinen, Phenothiazinderivaten und Ketamin**

Kommentar: Diese Stoffe eignen sich nicht für die Euthanasie. Es sind Sedations- und Narkosemittel, die kaum genügend hoch dosiert werden können, um das Eintreten des Todes zu gewährleisten.

Injektion von **Chloralhydrat**

Kommentar: Eintreten des Todes nicht gewährleistet.

Injektion von Kaliumchlorid (**KCl**), Magnesiumsulfat (**MgSO<sub>4</sub>**) und Magnesiumchlorid (**MgCl<sub>2</sub>**)

Kommentar: Die nötige letale Dosis kann nicht in genügend kurzer Zeit verabreicht werden. Führt zu Herzstillstand bei vollem Bewusstsein.

Injektion von **T61**, wenn sie nicht streng intravenös erfolgt

Kommentar: Bei intraperitonealer, intramuskulärer und intrapulmonaler Applikation kommt es zu schmerzhafter Reizung. Der Bewusstseinsverlust tritt nur langsam ein, weshalb diese Methode für das Tier mit Ängsten verbunden ist.

**Intrakardiale, intrapulmonale und intrathorakale Injektionen**

Kommentar: Erfordert eine starke Fixation der Tiere; die Gefahr der Fehlapplikation ist gross. Diese Methoden können mit Schmerzen für das Tier verbunden sein.

**Verabreichung von Narkosemitteln  
per os und rektal**

Kommentar: Langsamer Wirkungseintritt, eventuelle Schleimhautreizung, schlechte Dosierungsmöglichkeit.

**12 Gasinhalation**

Inhalation von **Aether**

Kommentar: Stark schleimhautreizend, kann zu Erstikungszuständen führen; Aether ist zudem explosiv.

Inhalation von **Chloroform**

Kommentar: Kann zu starken Angstzuständen und einer ausgeprägten Exzitationsphase führen; zudem erhebliche Gefahr für das Personal wegen der Toxizität.

Inhalation von **Kohlenmonoxyd (CO)**

Kommentar: Die Methode wäre aus der Sicht des Tierschutzes akzeptabel (farb-, geruch- und geschmackloses Gas). CO ist jedoch schwierig anzuwenden, da es die gleiche Dichte hat wie Luft. Diese Methode ist somit nicht zulässig, wenn keine speziellen Geräte zur Verfügung stehen, da sie eine erhebliche Gefahr für das Personal darstellt.

**13 Mikrowellen**

Ganzkörperbestrahlung der Tiere mit **Mikrowellen**

Kommentar: Es ist schwierig, bei nicht fixierten Tieren und einer grösseren zu bestrahlenden Fläche eine genügende Strahlenkonzentration zu erreichen.

**14 Elektrische Methoden**

**Applikation von Elektrizität** (Ausnahme: fachgerechte elektrische Betäubung von Schlachttieren mit anschliessendem Entbluten)

Kommentar: Gefahr von Krämpfen und Schmerzen.

**15 Veraltete Methoden**

Töten durch **Dekompression** und **Vakuum**

Methoden, die auf **Ersticken** beruhen (Beispiele: Einatmenlassen von **reinem Stickstoff** oder **reinem Helium**, Injektion von **Blausäure**, von lähmenden Substanzen, peripher wirkenden Muskelrelaxantien (z.B. Curare) oder **Strychnin**)

Inhalation von **Auspuffgasen** oder **Blausäure**

Intravenöse oder intrakardiale Injektion von **Luft**

**2 Für einzelne Tierarten**

## 21 Labornagetiere (Maus, Ratte, Hamster, Meerschweinchen, andere Kleinnager)

Injektion von **T61**

Kommentar: T61 darf nur streng intravenös verabreicht werden, andernfalls kommt es zu Schmerz- und Angstreaktionen (gewebereizend). Deshalb eignet sich diese Tötungsmethode nicht für die Labornagetiere.

**Schlagen** der Tiere **über eine Kante**

Kommentar: fehlende Treffsicherheit.

Maus, Hamster: **Betäubungsschlag**

Kommentar: Wegen der Grösse und des Verhaltens der Tiere ist die nötige Treffsicherheit nicht gewährleistet.

Zentrierte **Mikrowellenbestrahlung des Kopfes**, wenn die Leistung des Apparates nicht der Grösse des Tieres entspricht

Kommentar: Ungenügende Strahlenkonzentration, Auftreten von Verbrennungen.

## 22 Kaninchen

**Dekapitation**

Kommentar: Die notwendige Krafteinwirkung wird nicht ausreichend sicher und schnell erreicht.

**Begasung mit CO<sub>2</sub>**

Kommentar: Bei Kaninchen werden häufig starke Reaktionen und Exzitationen beobachtet.

## 23 Katze, Hund und Frettchen

Begasung mit **CO<sub>2</sub>**

Kommentar: Bei diesen Tierarten können Unruhe, Speicheln, Atemnot, Angst und Fluchtversuche beobachtet werden.

**Betäubungsschlag**

Kommentar: Wegen der Grösse dieser Tierarten ist die ausreichende Krafteinwirkung nicht gewährleistet.

## 24 Primaten

**Bolzenschuss** und **gezielter Betäubungsschlag**

Kommentar: Wegen Abwehrbewegungen besteht erhebliche Gefahr, dass die Methode nicht fachgerecht angewendet werden kann und die Bewusstlosigkeit nicht sofort eintritt.

**Begasung mit CO<sub>2</sub>**

Kommentar: Bei diesen Tierarten können Unruhe, Speicheln, Atemnot, Angst und Fluchtversuche beobachtet werden.

## 25 Fische

Verbringen **an die Luft**

Kommentar: Ersticken bei vollem Bewusstsein.

**Hypothermie** (Ausnahme: Verbringen von kleinen Fischchen in flüssigen Stickstoff)

Kommentar: Fische sterben erst, wenn ihre Körpertemperatur unter den Gefrierpunkt gesunken ist. Dies sollte schnell geschehen und ist mit herkömmlichen Gefrierschränken kaum zu realisieren.

**Hyperthermie**

Kommentar: Über die Grenzwerte bei den einzelnen Tierarten und über die Auswirkungen beim Tier ist noch zu wenig bekannt.

**CO<sub>2</sub>**

Kommentar: Keine ausreichende Löslichkeit und gleichmässige Verteilung in Wasser gewährleistet, so dass Bewusstseinsverlust nicht genügend schnell eintritt.

**26 Amphibien**

**Nur Dekapitation oder Durchtrennung des Rückenmarks**

Kommentar: Kaltblüter haben eine höhere Toleranz gegenüber zerebraler Hypoxie und ein selbständigeres Rückenmark, deshalb müssen Gehirn und Rückenmark zusätzlich zerstört werden.

**Hyperthermie**

Kommentar: Über die Grenzwerte bei den einzelnen Tierarten und die Auswirkungen beim Tier ist noch zu wenig bekannt.

**27 Reptilien**

**Nur Dekapitation oder Durchtrennung des Rückenmarks**

Kommentar: Kaltblüter haben eine höhere Toleranz gegenüber zerebraler Hypoxie und ein selbständigeres Rückenmark, deshalb müssen Gehirn und Rückenmark zusätzlich zerstört werden.

**Hyperthermie**

Kommentar: Über die Grenzwerte bei den einzelnen Tierarten und die Auswirkungen beim Tier ist noch zu wenig bekannt.

**28 Vögel**

**Dekapitation von grösseren Vögeln und von Geflügel**

Kommentar: Die Tiere zeigen bis zu 1 Minute nach dem Köpfen noch Körperbewegungen (Flattern etc.). Solange weitere Studien nicht bewiesen haben, dass die Tiere sofort bewusstlos sind, ist die Methode nicht zu empfehlen.

**E Literatur**

- Boyle P.R. (ed): The UFAW Handbook on the Care and Management of Cephalopods in the Laboratory. Universities Federation for Animal Welfare, 8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar (1991)
- Cooper J.E., Ewbank R., Platt C., Warwick C. (ed): Euthanasia of Amphibians and Reptiles. The Universities Federation for Animal Welfare (UFAW), 8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar (1989)

- Fiolna A.: Morphologische Veränderungen der Lungen von Ratten bei der Tötung. Diss. Vet. Med., Hannover (1986)
- Gassmann-Langmoen A.-B., Schatzmann U.: Erhebungen zum tierschutzgerechten Töten aussortierter Eintagsküken. Stiftung Forschung 3R, CH-3110 Münsingen (1990)
- Hellebrekers L.S., Baumans V., Bertens A.P.M.G., Hartman W.: On the use of T61 for euthanasia of domestic and laboratory animals; an ethical evaluation. *Laboratory Animals* 24: 200-204 (1990)
- Holtzmann M., Loeffler K.: Zur tierschutzgerechten Anwendung von Bolzenschussgeräten bei der Kaninchenschlachtung. *Tierärztl. Umschau* 46: 617-620 (1991)
- Köhler H., Kraft H.: Tötung von Tieren. In: *Gerichtliche Veterinärmedizin*: 409-416, Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart (1984)
- Kreger M.D.: Regarding Reptiles. *Science and Animal Care*, Vol. 3, No. 3: 1, 4 (1992)
- Lumb W.V., Doshi K., Scott R.J.: Euthanasie bei Hunden, Ein Vergleich von T61 und Pentobarbital. *Der praktische Tierarzt* Nr. 7: 482-484 (1978)
- Messow C., Korn W.D., Hackbarth H.: Tierschutzrelevanz sowie funktionelle und morphologische Bedeutung der Tötung von Versuchstieren. *Dtsch. tierärztl. Wschr.* 96: 201-203 (1989)
- NN (ed): *Euthanasia of Experimental Animals*. Draft 2. September 1992, Commission of the European Communities, Division XI. A.2. Animal Welfare, Bruxelles
- NN: *Guide to the Use and Care of Experimental Animals (Volume I + II)*. Canadian Council on Animal Care, 1001-151 Slater St., Ottawa, Ontario, Canada (1984)
- NN: *Humane Killing of Animals*. The Universities Federation for Animal Welfare (UFAW), 8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar (1988)
- NN: Report of the AVMA Panel on Euthanasia. *Journal of the American veterinary medical association*, Vol. 202, No. 2: 229-249, January 15, 1993
- Poole T. (ed): *The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals*. Longman Scientific + Technical, Essex (1987)
- Rowan A.: More on Decapitation and Scientific Research. *Science and Animal Care*, Vol. 3, No. 3: 3 (1992)
- Schütt-Abraham I., Knauer-Kräztl B., Wormuth H.-J.: Beobachtungen bei der Bolzenschussbetäubung von Kaninchen. *Berl. Münch. Tierärztl. Wschr.* 105: 10-15 (1992)
- Tierschutzgerechtes Töten von Wirbeltieren. Töten von Wirbeltieren aus der Sicht des Tierschutzgesetzes vom 24. Juli 1972, Wissenschaftliche Tagung der Fachgruppe "Tierschutzrecht" der DVG in Hannover 1975. Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei, Hannover (1976)
- von Cranach J., Gassmann-Langmoen A.B. und Schatzmann U.: Euthanasie bei Labornagetie-

ren. Bundesamt für Veterinärwesen, CH-3097 Bern-Liebefeld (1990)

- Wormuth H.-J.: Tierschutz und Tiertötung. Bundesgesundhbl. 8/89: 374-377 (1989)

VETERINÄRWESEN

BUNDESAMT FÜR