

Stellungnahme der Tierärztlichen Vereinigung für Tierschutz e.V. (TVT)

Töten von Futtertieren

1. Einleitung

In der Tierhaltung, z.B. in der Terraristik und bei der Haltung von Greifvögeln werden regelmäßig Wirbeltiere als Futtertiere benötigt. Diese werden in der Regel tot vermarktet und verfüttert. Es gibt jedoch auch Situationen, in denen die Halter die Tiere selbst töten wollen oder müssen. Diese Stellungnahme richtet sich an solche Tierhalter, z.B. private und gewerbsmäßige Reptilienhalter, den Zoofachhandel, Tierheime, Auffangstationen, zoologische Einrichtungen und Zurschaustellungen, denen ein Leitfaden an die Hand gegeben werden soll, welche Methoden für die betroffenen Tiere aus Tierschutzsicht am besten geeignet und mit möglichst wenig Schmerzen und Leiden verbunden sind.

2. Gesetzliche Grundlagen

Gemäß § 1 Tierschutzgesetz (TierSchG) ist es Zweck dieses Gesetzes, aus der Verantwortung des Menschen für das Tier als Mitgeschöpf dessen Leben und Wohlbefinden zu schützen. Niemand darf einem Tier ohne vernünftigen Grund Schmerzen, Leiden oder Schäden zufügen. Somit schützt das Tierschutzgesetz nicht nur das Wohlbefinden des Tieres, sondern auch dessen Leben. Der Tod ist nach der herrschenden Meinung der denkbar größte Schaden, der einem Tier zugefügt werden kann.

Nach § 17 Nr. 1 TierSchG ist das Töten von Wirbeltieren ohne vernünftigen Grund mit einer Freiheitsstrafe von bis zu drei Jahren bewährt. Das Verfüttern an ein anderes Tier gilt als vernünftiger Grund¹. Auch im Säugetiergutachten² wird es als vernünftiger Grund genannt.

§ 4 TierSchG regelt das „Wie“ der Tötung von Wirbeltieren. Hierunter fallen alle Säugetiere, Vögel, Reptilien, Amphibien und Fische. Da bei diesen Tieren infolge ihres differenzierten Nervensystems von einer Schmerzempfindung auszugehen ist, muss sichergestellt werden, dass ihre Tötung möglichst schmerzfrei erfolgt.

Gemäß § 4 Abs. 1 TierSchG darf ein Wirbeltier daher nur unter Betäubung oder sonst, soweit nach den gegebenen Umständen zumutbar, nur unter Vermeidung von Schmerzen getötet werden. Ein Wirbeltier

¹ Hirt et al, Kommentar zum Tierschutzgesetz, 2023, Rn 80 zu § 17

² BMEL, Gutachten über Mindestanforderungen an die Haltung von Säugetieren, 2014, II. 4.1

töten darf nur, wer die dazu notwendigen Kenntnisse und Fähigkeiten hat. Dies gilt für auch für private Tierhalter.

Weder im Tierschutzgesetz selbst noch in der AVV (Allgemeine Verwaltungsvorschrift zur Durchführung des Tierschutzgesetzes) werden die Anforderungen an diesen Personenkreis präzisiert. Vom Vorliegen dieser Kenntnisse wird allgemein ausgegangen, wenn jemand „sachkundig“ ist. Die Sachkunde kann auf unterschiedliche Art, beispielsweise durch bestimmte Berufsausbildungen, Teilnahme an Kursen, Unterrichtung durch erfahrene Personen oder Studium der Fachliteratur erworben werden. Nach § 4 Abs. 1 a TierSchG müssen nur Personen, die gewerbsmäßig Tiere betäuben und töten, einen Nachweis über ihre Kenntnisse erbringen. Unter Fähigkeiten ist zu verstehen, dass die jeweilige Person zum einen körperlich und geistig zu der Handlung in der Lage ist, zum anderen aber auch die Fertigkeit besitzt, die jeweiligen Verfahren korrekt durchzuführen.

Beim Töten von Futtertieren scheiden alle Tötungsmethoden, die Rückstände im Fleisch des Futtertieres hinterlassen aus. Dies sind vor allem die medikamentellen Methoden, wozu auch Inhalationsnarkotika zählen, da sich diese im Fettgewebe anreichern.

Für Kaninchen, Fische und Geflügel gilt weiterhin die Tierschutzschlachtverordnung (TierSchlV), da gemäß § 1 Abs. 2 Nr. 3 diese Futtertiere sonstige Erzeugnisse sind. Gemäß § 12 Abs. 3 TierSchlV sind für diese Tiere die Maßgaben des Artikels 4 Absatz 1 in Verbindung mit Anhang I der Verordnung (EG) Nr. 1099/2009, soweit nicht in Anlage 1 etwas anderes bestimmt ist, verbindlich, so dass diese Tiere zu betäuben sind.

3. Beschreibung geeigneter und ungeeigneter Betäubungs- und Tötungsmethoden

Als tierschutzgerechte Methoden können allgemein Verfahren angesehen werden, die mit einer schnell einsetzenden und ausreichend tiefen Betäubung (Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit) beginnen und mit absoluter Sicherheit zum Tod, d. h. zum endgültigen irreversiblen Erlöschen der Lebensfunktionen, insbesondere der Hirnfunktion, führen. In Frage kommen sowohl physikalische als auch chemische Tötungsmethoden, wobei jede Methode ihre Vor- und Nachteile hat. Bei jeder Tötungsmethode ist anhand geeigneter Kriterien, z. B. Atem- und Herzstillstand, zu überprüfen, ob die Tiere wirklich tot sind.

Physikalische Methoden führen bei korrekter Ausführung innerhalb der ersten Sekunden zur Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit und gegebenenfalls zum Tod. Die ausführende Person stellt einen großen Einflussfaktor dar. Ihr obliegt es, dem Tier keine unnötigen Schmerzen und Leiden zuzufügen und es nicht in Angst zu versetzen. Auch eine tierschutzgerechte Tötungsart kann bei schlechter Ausführung stark belastend für das Tier sein. Alle mechanischen Methoden stellen hohe Anforderungen an das ausführende Personal und dürfen daher nur von sachkundigen Personen durchgeführt werden, die die nötige Ausbildung und/oder die entsprechenden Fertigkeiten und Erfahrung besitzen. Zu beachten ist, dass die Tötung von Kleinsäugetern nicht im Haltungsraum erfolgen darf, um den verbleibenden Bestand nicht z.B. durch Warnlaute im Ultraschallbereich zu beunruhigen.

3.1 Physikalische Betäubungs-/Tötungsverfahren

3.1.1 Betäubungsschlag (Kopfschlag) / Bolzenschussgerät

a) Betäubungsschlag (Kopfschlag)

Unter einem Betäubungsschlag versteht man einen gezielten Schlag im Kopfbereich des Tieres. Prinzipiell zulässig ist er bei Meerschweinchen, Kaninchen, Ratten, Reptilien, Fischen und Vögeln. Er ist so fest und präzise auszuführen, dass er eine schwerwiegende Schädigung des Gehirns hervorruft.

Der Betäubungsschlag muss daher mit einem geeigneten Gegenstand, z.B. mit einem harten Stock, einem Metallrohr, einem Kantholz oder einem Hammer erfolgen, deren Kaliber der Größe des Tieres angepasst sein muss. Der Gegenstand muss zum Tier geführt werden und das Tier muss dabei auf einer festen Oberfläche sitzen.

b) Bolzenschussgerät

Statt des Betäubungsschlages kann ein spezieller Bolzenschussapparat zur Betäubung verwendet werden, der korrekt angesetzt werden muss. Bolzenschussapparate sind Schusswaffen, die einen geschossähnlichen Bolzen austreiben. Die dazu erforderliche Beschleunigungsenergie wird mit Treibladungen, Druckluft oder Federn erzeugt. Der Bolzenschuss wirkt über drei Komponenten. Die erste Wirkung ist eine starke Gehirnerschütterung durch das Auftreffen des Bolzens mit hoher Energie aufs Schädeldach. Danach kommt es zur mechanischen Zerstörung von Gehirnarealen durch den Bolzen, abhängig von seiner Richtung und Eindringtiefe. Drittens baut der Bolzen mit dem konkav ausgeformten Bolzenende im Schädelinneren erst einen massiven Überdruck auf, dem sich dann beim Rückzug ein massiver Unterdruck anschließt. Diese Druckänderungen bewirken eine zusätzliche Zerstörung und Beeinträchtigung von Gehirnstrukturen.

Schlag und Bolzenschuss führen nie gesichert zu einem sofortigen Todeseintritt, sondern nur zu einem Bewusstseinsverlust, so dass das Tier unmittelbar anschließend innerhalb weniger Sekunden getötet werden muss (z.B. durch Blutentzug oder Genickbruch).

3.1.2 Dekapitation (Abtrennen des Kopfes)

Nur wenn bei sehr kleinen Tieren (kleinen Zierfischen, kleinen Amphibien und kleinen Reptilien, neugeborenen bzw. ganz jungen Säugern, kleinen Vögeln) ein Kopfschlag zur Betäubung nicht durchführbar ist und andere Betäubungsmethoden nicht anwendbar sind, dürfen diese Tiere mittels Dekapitation getötet werden. Bei der Dekapitation wird mittels eines sehr scharfen Instruments (z.B. Messer, kurzer kräftiger Scherenschlag) der Hals direkt hinter dem Kopf durchtrennt. Empfohlen wird der Einsatz einer Nabelschnurschere nach Schumacher, da hier der Kopf-Hals-Bereich vor der Durchtrennung gut fixiert wird. Bei der Dekapitation kommt es durch die Durchtrennung des Rückenmarks zu einem Schock und zu einem sehr schnellen Blutdruckabfall, der zum sofortigen Verlust der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit führt. Die Methode eignet sich nur für Einzeltiere.

3.1.3 Zervikale Dislokation (Synonyme „Genickbruch“, „Strecken“)

Bei der zervikalen Dislokation werden Schädel und Halswirbelsäule gegeneinander verschoben. Bei korrekter Ausführung wird dabei das Rückenmark durchtrennt. Die Durchtrennung zwischen Schädel und erstem Halswirbel führt zu einer Zerstörung des Atem- und Schmerzzentrums. In der Regel reißen auch die großen Gefäße. Kommt es jedoch bei fehlerhafter Ausführung nicht zu einer schnellen, ausreichenden Schädigung der Nervenbahnen, ist dies für das Tier mit erheblichen Schmerzen verbunden, daher eignet sich diese Methode nur für Personen mit einer entsprechenden Ausbildung und nicht für Laien.

Die Methode ist nur für kleine Tiere geeignet. Diese Methode kann bei Mäusen, auch Vielzitzenmäusen und Wüstenrennmäusen jeglichen Alters eingesetzt werden. Das zu tötende Tier wird auf eine Oberfläche gesetzt, die ihm ein Festhalten ermöglicht, beispielsweise ein Käfig-Abdeckgitter. Dabei darf die Tötung jedoch nicht über den anderen, noch lebenden Futtertieren erfolgen. Der Schädel wird durch ein Instrument (z. B. Pinzette, Messerrücken, geschlossene Schere o. Ä.) fixiert, indem dieses am Hinterhauptsbein (zwischen 1. Halswirbel und Hinterkopf) angelegt wird. Dann wird das Tier ruckartig an der Schwanzbasis (ansonsten Gefahr des Schwanzabrisses) nach hinten oben (ca. 45°-Winkel) gezogen.

Auch wenn die Methode gemäß EU-Richtlinie im Tierversuch bei Ratten bis zu einem Körpergewicht von 150 g^{3*} und Vögeln bis 250 g^{4*} ohne vorherige Betäubung rechtskonform eingesetzt werden kann, wird empfohlen eine zervikale Dislokation im Futtertierbereich aus Tierschutzgründen auf Tiere mit einem Gewicht bis zu ca. 70 g bei Ratten und ca. 70-100g bei Vögeln zu beschränken. Größere Tiere sollten zuvor betäubt werden, oder es sollte eine alternative Tötungs-Methode gewählt werden. Bei Hamstern (außer Zwerghamster) und Meerschweinchen ist sie wegen der schwierigen Ausführung bedingt durch den kurzen Hals, die stark ausgeprägte Nackenmuskulatur und die lockere Haut in Nacken -und Schulterbereich der Tiere als nicht geeignet anzusehen.

Wegen der hohen Anforderungen an die ausführende Person eignet sie sich nur für eine begrenzte Anzahl von Tieren.

3.1.4 Tiefgefrieren durch Verbringen in flüssigen Stickstoff

Zur Tötung größerer Zahlen neugeborener Mäuse steht keine andere Methode zur Verfügung. Da die Tiere in kürzester Zeit durchfrieren, erscheint diese Methode aus Tierschutzsicht akzeptabel. Das Eintauchen der Tiere in flüssigen Stickstoff ist nur nach einer vorherigen Betäubung zulässig (siehe „Guidelines for Euthanasia of Mouse and Rat Fetuses and Neonates and Adults“ des American College of Laboratory Animals (ACLAM)).

3.1.5. Rapid cooling

Fische bis maximal 5 g (Fische in der Größe von Zebraabhrblinge) können durch das Verbringen in unterkühlter Salzlösung getötet werden. Dazu wird ½ Liter einer gesättigten Kochsalzlösung (175 g Kochsalz in 500 ml heißem Wasser lösen) bei – 18 °C für mindestens 24 Stunden in die Gefriertruhe verbracht. Erst danach werden die Fische in diese Lösung verbracht.

3.2 Chemische Tötungsmethoden

3.2.1 Inhalation von CO₂

CO₂ (Kohlendioxid) ist ein farbloses, nicht brennbares Gas, das schwerer als Luft ist. Das Einatmen von hochkonzentriertem CO₂ verursacht nach wenigen Sekunden Bewusstlosigkeit, die bei einer Verlängerung der Einwirkungszeit zum Tode führt. Das Gas hat eine stark schleimhautreizende Wirkung. Da dies auch für Menschen gilt, müssen arbeitsschutzrechtliche Vorschriften und Sicherheitshinweise beachtet werden.

³ und ⁴ RICHTLINIE 2010/63/EU DES EUROPÄISCHEN PARLAMENTS UND DES RATES vom 22. September 2010 zum Schutz der für wissenschaftliche Zwecke verwendeten Tiere

Das Töten mittels CO₂ ist umstritten. Die Handhabung ist sehr komplex und es bedarf hierzu neben der Sachkunde auch einer technischen Ausstattung. Daher ist der Einsatz von CO₂ bei Heimtierhaltern nicht sinnvoll.

Eine Tötung oder Betäubung mit CO₂ ist für Vögel, Amphibien und Reptilien nicht geeignet, da diese Tiere sehr lange die Luft anhalten können bzw. physiologischer Weise eine hohe CO₂-Toleranz haben.

In dem Bereich der Futtertierhaltung kommt das Töten mittels CO₂ v.a. bei Mäusen und Ratten zum Einsatz und wird an dieser Stelle auf diese beiden Nagetierspezies bezogen erläutert:

CO₂ ist für Nager aversiv, schon geringe Konzentrationen (ab ca.15%) von CO₂ in der Raumluft führen bei den Tieren zu Meideverhalten. CO₂ ist in der Lage in höheren Konzentrationen (ab ca. 40 %) Schmerzen auszulösen. Hierbei führt CO₂ über Kohlensäurebildung auf den Schleimhäuten der Augen und Atemwege zu einer Stimulation dortiger Schmerzrezeptoren. Neueren Studien zufolge soll CO₂ zudem durch direkte Wirkung auf eine bestimmte Gehirnregion (Amygdala) Angstzustände bei Mäusen auslösen können. Ebenso ist davon auszugehen, dass die Exposition der Tiere zu CO₂ zu einem Zustand der „Luftnot“ führt (Vergleiche American Veterinary Medical Association (AVMA) „Guidelines for the Euthanasia of Animals: 2020 Edition“, mit dort aufgeführter Primärliteratur). Das Verfahren stellt demzufolge keine ideale Methode zur Euthanasie von Mäusen und Ratten dar. Der Einsatz von CO₂ ist nur zu rechtfertigen, sofern ein anderes, tierschutzgerechteres Verfahren nicht angewendet werden kann. Eine unsachgemäße Durchführung kann zu erheblichen Schmerzen und Leiden bei den Tieren führen. Insbesondere das früher verbreitete Einsetzen von Mäusen und Ratten in einen bereits mit CO₂ vorgefluteten Behälter ist in Anbetracht der derzeitigen wissenschaftlichen Erkenntnisse als grob tierschutzwidrig anzusehen und in keinem Fall akzeptabel.

Folgende Punkte sind zu beachten:

Tötungskammer:

- Die Tötungskammer muss so beschaffen sein, dass innerhalb kurzer Zeit eine wirksame Gaskonzentration erreicht werden kann. Wichtig ist eine gleichmäßige Verteilung des einströmenden CO₂, dies kann z.B. durch Einsatz einer sogenannten „Prellplatte“ unterhalb der Gaszufuhr erreicht werden, die zur Verwirbelung und somit Verteilung des eingeleiteten Gases führt.
- Die Tötungskammer sollte leicht einsehbar (durchsichtig) sein, um einen ordnungsgemäßen Ablauf des Tötungsvorgangs beobachten und sicherstellen zu können. Der gesamte Vorgang darf nur unter Beobachtung durchgeführt werden.
- Das Gas soll möglichst geräuscharm in die Tötungskammer einströmen können, da Kleinsäuger über ein ausgezeichnetes Hörvermögen verfügen und das Zischen des einströmenden Gases zu Stress und Fluchtreaktionen führen kann.
- Die Tötungskammer muss einsehbar sein und aus leicht zu reinigendem Material bestehen. Das Tötungsbehältnis muss mit Einstreu (z. B. Zellstoff) versehen sein. Jedem Tier muss ausreichend Bodenfläche zu Verfügung stehen; also beispielsweise für einen Käfig Typ III (oberer Rand: 425 x 266 mm, Bodenfläche: 800 - 820 cm²) maximal 8 bis 10 erwachsene Mäuse. Tiere aus unterschiedlichen sozialen Gruppen dürfen nie zu einer Tötungsgruppe zusammengesetzt werden.

- Anstatt die Tiere direkt in die Tötungskammer zu setzen, wird es als tierschonender angesehen, die Tiere in ihrem ursprünglichen Haltungskäfig zu belassen, und diesen in die Tötungskammer zu verbringen. Wichtig ist hierbei, dass sich das CO₂ auch im Haltungskäfig gleichmäßig verteilen kann. Eine andere Option stellen für die Größe der Haltungskäfig passend angefertigte Deckel dar, über die das CO₂ dann direkt in den Haltungskäfig zugeführt werden kann.

Durchführung:

- Die Befüllung der mit Tieren besetzten Kammer mit ansteigenden CO₂ Konzentrationen muss graduell so erfolgen, dass einerseits ein zu abrupter Anstieg der CO₂ Konzentrationen vermieden, und eine Bewusstlosigkeit der Tiere vor Erreichen schmerzhafter CO₂ Konzentrationen gewährleistet ist. Andererseits sind jedoch auch zu niedrige Einstromraten als ungünstig anzusehen, da sich der Eintritt der Bewusstlosigkeit hier unnötig verzögert und die anderen der oben genannten Aspekte (aversiv, angstaussend, Atemnot) zum Tragen kommen. Mit dem Einsetzen der anästhetischen Wirkung von CO₂ ist ab einer Konzentration von ca. 30% zu rechnen. In der Vergangenheit wurden Einstromgeschwindigkeiten empfohlen bei denen 10% bis 30 % des Kammervolumens/Minute durch CO₂ ersetzt werden sollten, diese Ansicht wurde mittlerweile revidiert. Die AVMA Guidelines for the Euthanasia of Animals empfehlen in ihrer aktuellen Ausgabe von 2020 eine deutlich schnellere Einstromgeschwindigkeit, bei der 30% bis 70% des Kammervolumens/Minute durch CO₂ ersetzt werden sollen.

Schon an dieser großen Bandbreite der aktuell empfohlenen CO₂ Zuflussraten lässt sich ablesen, dass derzeit pauschal keine optimale Einstromgeschwindigkeit für alle Applikationen bzw. Tiere empfohlen werden kann.

Die Etablierung einer solchen Tötungsmethode in der jeweiligen Einrichtung sollte deswegen stets unter tierärztlicher Aufsicht und Beurteilung durchgeführt werden. Ebenso ist in regelmäßigen Intervallen eine tierärztliche Überprüfung des etablierten Tötungsprozesses im Hinblick auf Tierschutzkonformität erforderlich.

- Der CO₂ Zuflussrate kommt eine entscheidende Bedeutung in Bezug auf die Tierschutzkonformität des Tötungsverfahrens zu. Als CO₂-Quelle finden in der Regel Druckflaschen Verwendung. Um eine Messung und Justierung der CO₂ Zuflussrate pro Minute zu gewährleisten ist die Verwendung eines geeichten Gasflowmeters für CO₂ hinter dem Hauptventil der CO₂- Flasche unbedingt erforderlich. Sobald alle Tiere das Bewusstsein verloren haben, kann die Einstromgeschwindigkeit für das CO₂ erhöht werden, um zügig eine hohe CO₂- Konzentration in der Tötungskammer zu erreichen und so den Eintritt des Todes zu beschleunigen.
- Sicherstellen des Todes: Die Tiere müssen nach Einsetzen des Atemstillstandes noch mehrere Minuten (ca. 10 Minuten) in der CO₂ Atmosphäre belassen werden. Der Tod ist am Ende des Vorganges zu verifizieren, dies kann z.B. durch Kontrolle des Einsetzens der Totenstarre oder das Anwenden einer weiteren Methode wie z.B. Genickbruch, erfolgen.
- Verfahren nach Abschluss des Tötungsvorgangs. Nach jedem Euthanasiezyklus und vor dem einbringen neuer Tiere zum Zwecke der Tötung muss das verbleibende Rest CO₂ aus den Behältern entfernt werden („auskippen“ oder „absaugen“, da CO₂ schwerer als Luft ist). Falls mehrere Tiergruppen nacheinander in einem Tötungsbehältnis getötet werden sollen, muss nach jeder Tötung die Einstreu gewechselt werden, um nachfolgende Tiere nicht zu irritieren.

Müssen regelmäßig größere Tiergruppen getötet werden, empfiehlt sich ggf. der Einsatz von kommerziell erhältlichen Tötungskammern. Hier wird das CO₂ automatisiert in den benötigten Konzentrationen und mit der benötigten Zyklusdauer eingeleitet. Zudem wird das CO₂ am Ende automatisch abgesaugt und trägt somit dem Arbeitsschutz Rechnung. Jedoch ist auch hier das System in der Etablierungsphase einer tierärztlichen Überprüfung auf Tierschutzkonformität zu unterziehen.

Nach der RL 2010/63/EU ist das Töten von Kaninchen mit CO₂ nicht zulässig.

3.2.2 Tötung von Neonaten mit CO₂ (Babymaus, -ratte, -hamster)

Zur Tötung von Neonaten mit CO₂ gibt es in der Literatur widersprüchliche Angaben. Je nach Quelle gilt die Methode bis zum 10., 16., oder sogar 21. Lebenstag als nicht geeignet, da nach Untersuchungen des American College of Laboratory Animals (ACLAM) aufgrund einer physiologischen Hypoxieresistenz der Jungtiere der Zeitraum bis zum Eintritt der Empfindungs- und Wahrnehmungslosigkeit und des Todes stark verlängert ist. Bei Tieren, die jünger als 7 Tage sind, wird von Zeitspannen bis zu 50 Minuten bis zum sicheren Todeseintritt berichtet. Nach experimentellen Untersuchungen ist die CO₂-Empfindlichkeit zudem auch von der verwendeten Zuchtlinie abhängig. Die Tötung von neugeborenen kleinen Nagern (Maus, Ratte, Hamster) mit CO₂ wird daher in der Versuchstierkunde als unzuverlässige und somit ungeeignete Methode angesehen. Die CO₂-Inhalation kann unter Berücksichtigung der vorliegenden Erkenntnisse frühestens ab dem 21. Lebenstag uneingeschränkt als Tötungsmethode empfohlen werden. Neben der Dekapitation, die sich nur für kleine Tierzahlen eignet, gibt es derzeit **keine Tötungsmethode**, deren Eignung für Neonaten wissenschaftlich erwiesen wäre. In der Praxis werden zurzeit viele Neonaten ohne Betäubung eingefroren, was eine eindeutig tierschutzwidrige Vorgehensweise darstellt. Um das zu vermeiden, sollten Neonaten und Jungtiere bis zum 21. Lebenstag durch längeres Belassen (nach Praxiserfahrungen ca. 10 min) in CO₂ betäubt werden, bevor sie tiefgefroren ($\leq -80^\circ\text{C}$ oder darunter bzw. Einlegen in flüssigen Stickstoff) werden. Während der Betäubungszeit muss ein Auskühlen der Tiere vermieden werden. Diese Methode gilt allerdings nur vorbehaltlich weiterer wissenschaftlicher Erkenntnisse. Andere chemische Betäubungsmethoden für Neonaten kommen bei Futtertieren wegen der Rückstandsproblematik nicht in Frage.

3.3 Unzulässige sowie veraltete Tötungsmethoden für alle Tierarten

Einige immer noch angewandte Tötungsmethoden sind aus heutiger Sicht als ungeeignet einzustufen, da sie für die Tiere stark belastend sind und/oder bessere Methoden zu Verfügung stehen. Im Folgenden werden einige Methoden aufgelistet, die bei nicht betäubten Tieren abzulehnen sind. Diese Aufzählung ist nicht abschließend.

3.3.1 Einfrieren

Einfrieren bei vollem Bewusstsein, z. B. in einer Tiefkühltruhe, mit Trockeneis oder flüssigem Stickstoff, ist tierschutzwidrig.

3.3.2 Inhalation von Stickstoff

Stickstoff hat keine betäubende Wirkung, so dass die Tiere bei vollem Bewusstsein ersticken.

3.3.3. Schlagen der Tiere über eine Kante oder Werfen auf den Boden oder gegen die Wand

Treffsicherheit und damit sicherer Eintritt des Todes sind nicht gewährleistet

3.3.4 Ether, Chloroform und andere Chemikalien

3.4 Tötungsmethoden für die einzelnen Tierarten

Folgende Übersicht zeigt die chemischen und physikalischen Tötungsmethoden, die für die einzelnen Tierarten in Frage kommen.

3.4.1 Maus/Wüstenrennmaus/Vielzitzenmaus

3.4.1.a geeignete Methoden

- Zervikale Dislokation
- Dekapitation (nur bei Neonaten)
- Verbringen in flüssigem Stickstoff (nach Betäubung) (nur bei Neonaten)

3.4.1.b bedingt akzeptable Methoden (Erläuterung s 3.2.1)

- Inhalation von CO₂ (nicht bei Neonaten und Jungtieren bis zum 21. Lebenstag)

3.4.1.c nicht akzeptable Methoden (Auswahl)

- Betäubungsschlag: Wegen der geringen Größe und der Aktivität der Tiere ist die Treffsicherheit nicht gewährleistet.

3.4.2 Ratte

3.4.2.a geeignete Methoden

- Zervikale Dislokation: Ohne Betäubung nur bis zu einem Körpergewicht von ca. 70 g zu empfehlen
- Betäubungsschlag (Kopfschlag) (nur bei ausgewachsenen Tieren) mit anschließender Entblutung

3.4.2.b bedingt akzeptable Methoden

- Inhalation von CO₂ (nicht bei Neonaten und Jungtieren bis zum 21. Lebenstag)

3.4.3 Hamster

3.4.3.a geeignete Methoden

- Zervikale Dislokation: nur bei Zwerghamstern und Jungtieren
- Dekapitation (nur bei Neonaten)

3.4.3.b bedingt akzeptable Methoden

- Inhalation von CO₂ (nicht bei Neonaten und Jungtieren bis zum 21. Lebenstag)

3.4.3.c nicht akzeptable Methoden (Auswahl)

- Betäubungsschlag: Wegen der geringen Größe und der Aktivität der Tiere ist die Treffsicherheit nicht gewährleistet

3.4.4 Meerschweinchen

3.4.4.a geeignete Methoden

- Gezielter Betäubungsschlag/ Bolzenschuss mit anschließender Entblutung

3.4.4.b nicht akzeptable Methoden (Auswahl)

- CO₂ Betäubung

3.4.5 Kaninchen

3.4.5.a geeignete Methoden

- Gezielter Betäubungsschlag/Bolzenschuss mit anschließender Entblutung

3.4.5.b nicht akzeptable Methoden (Auswahl)

- Dekapitation: Die notwendige Krafteinwirkung wird nicht ausreichend sicher und schnell erreicht
- Genickschlag
- CO₂ Betäubung

3.4.6 Neonaten (Maus, Ratte, Hamster im Alter bis zu 14 Tagen)

3.4.6.a geeignete Methoden

- Dekapitation mit geeigneter Schere
- Zervikale Dislokation

3.4.6.b nicht akzeptable Methoden (Auswahl)

- CO₂-Inhalation: Aufgrund der bestehenden Hypoxieresistenz
- Verbringen in flüssigen Stickstoff ohne vorherige Betäubung

3.4.7 Amphibien/Reptilien

3.4.7.a grundsätzlich geeignete Methoden

- Gezielter Betäubungsschlag mit anschließender Entblutung
- Bolzenschuss mit anschließender Entblutung

3.4.7.b nicht akzeptable Methoden (Auswahl)

- CO₂-Inhalation
- Verbringen in eine Gefriertruhe oder flüssigen Stickstoff

3.4.8 Vögel

3.4.8.a geeignete Methoden

- Gezielter Betäubungsschlag mit anschließender Entblutung bis 5 kg
- Bolzenschuss (z.B. nicht penetrierender Bolzenschussapparat) ab 5 kg
- Zervikale Dislokation bis 100 g
- Dekapitation unter 150 g (kopfnaher Ausführung)

3.4.8.b nicht akzeptable Methoden (Auswahl)

- Genickbruch/Dekapitation ab 150 g ohne Betäubung
- Zervikale Dislokation ohne Betäubung bei Tieren ab 150g (s.o.)
- CO₂-Inhalation

3.4.9 Fische

3.4.9.a geeignete Methoden

- Rapid Cooling bei Tieren kleiner Fischarten (bis ca. Zebrafischgröße)
- Gezielter Betäubungsschlag mit anschließender Entblutung

3.4.9.b nicht akzeptable Methoden (Auswahl)

- Ersticken lassen

Literatur:

ACLAM: Public Statements: Report of the Task Force on Rodent Euthanasia,
http://research.musc.edu/dlar/ACLAM_Euthanasia_Report.pdf

Underwood, W., & Anthony, R. (2020). AVMA guidelines for the euthanasia of animals: 2020 edition.
Retrieved on March, 2013(30), 2020-1.
[AVMA_euthanasia_guidelines_2020.pdf \(spandidos-publications.com\)](http://spandidos-publications.com/AVMA_euthanasia_guidelines_2020.pdf)

Bundesamt für Veterinärwesen (CH): Richtlinien über das fachgerechte und tierschutzkonforme Töten von Versuchstieren

Cooper, J. E. und Williams, D. L. (2014): The feeding of live food to exotic pets: Issues of welfare and ethics. *J. Exot. Pet Med.* 23 (3): 244–249.

Erhardt W, Henke J, Haberstroh J (2004): Anästhesie und Analgesie beim Klein –und Heimtier, Schattauer

Fehr M, Kummerfeld N (2001): Euthanasie von Heimtieren, Deutsches Tierärzteblatt 4

Gartrell, B. D. und Kirk, E. J. (2005): Euthanasia of Reptiles in New Zealand: Current Issues and Methods. Kokako 12 (1): 12–15.

Grahwit G (2005): Töten kleiner Nagetiere: Anlässe Methoden und tierschutzgemäße Bewertung, Dtsch. Tierärztl. Wschr. 112, 77-120,

GV-Solas (1993):Tierschutzgerechtes Töten von Versuchstieren, Kapitel 8, Betreiben von Versuchstiereinrichtungen, Vol 12, Verlag Gustav Fischer http://www.tiho-hannover.de/einricht/itv/gvsolas/publ/heft_12.pdf

Hackbarth et al (2000): Euthanasia of rats with carbon dioxide - animal welfare aspects, Laboratory animals 34, 91-96

Hirt, Maisack, Moritz (2023): Kommentar zum Tierschutzgesetz, Verlag Vahlen

Institutional Animal Care and Use Committee (2005): Euthanasia Guidelines and Policies Home: F/IACUC/SOP/Guidelines for the Euthanasia of Rodents Recommendations for euthanasia of experimental animals: Part 1, Laboratory animals (1996) 30, 293-316

Institutional Animal Care and Use Committee (2005): Euthanasia Guidelines and Policies Home: F/IACUC/SOP/Guidelines for the Euthanasia of Rodents Recommendations for euthanasia of experimental animals: Part 2, Laboratory animals (1997) 31, 1-32

LAVES Niedersachsen:

<https://www.laves.niedersachsen.de/startseite/tiere/tierschutz/tierhaltung/fische/>

Shomer, N. H., Allen-Worthington, K. H., Hickman, D. L., Jonnalagadda, M., Newsome, J. T., Slate, A. R., Valentine, H., Williams, A. M. und Wilkinson, M. (2020): Review of Rodent Euthanasia Methods. J. Am. Assoc. Lab. Anim. Sci. 59 (3): 242–253.

<https://www.ingentaconnect.com/content/aalas/jaalas/2020/00000059/00000003/art00001#>

University of Wisconsin- Madison Research Animal Resources Center: Guidelines for euthanasia of rodents using carbon dioxide <http://oacu.od.nih.gov/ARAC/EuthCO2.pdf>

University of Washington (2002): UW Euthanasia of Fish Species, IACUC Approved Animal Use Policies

Universität Würzburg: Euthanasie: Tierschutzgerechte Tötung von (Versuchs-) Tieren <http://www.uni-wuerzburg.de/zv/abt7/tierschutz/euthanasie.html>

Verordnung zum Schutz von zu Versuchszwecken oder zu anderen wissenschaftlichen Zwecken verwendeten Tieren (Tierschutz-Versuchstierverordnung - TierSchVersV) Anlage 2 (zu § 2 Absatz 2) Tötungsverfahren

https://www.gesetze-im-internet.de/tierschversv/anlage_2.html

Belm, den 09.05.2023