



**Gesellschaft für  
Versuchstierkunde**

Society for Laboratory Animal  
Science

**GV SOLAS**

---

**Ausschuss für Anästhesiologie**

**Operative Eingriffe bei Versuchstieren**

Mai 2001

Mitglieder der Kommission:  
M. Arras, Zürich  
K. Becker, Heidelberg  
Ch. Grosse-Siestrup, Berlin  
W. Küpper, Aachen (Vorsitz)  
B. Kuhnt, Ulm

## **Operative Eingriffe<sup>1</sup> bei Versuchstieren**

### Präambel

Die vorliegende Schrift „Operative Eingriffe bei Versuchstieren“ wendet sich an all die tierexperimentell arbeitenden Wissenschaftler, die keine spezielle fachliche Ausbildung auf dem Gebiet der Chirurgie erfahren haben, aber dennoch im Rahmen ihrer wissenschaftlichen Arbeiten chirurgische Eingriffe an Versuchstieren durchführen müssen. Es soll nicht der spezielle chirurgische Eingriff vorgestellt werden, sondern es soll vielmehr auf die organisatorischen, räumlichen und personellen Voraussetzungen hingewiesen werden, die sich z.T. erheblich von der Humanchirurgie abgrenzen und die nach Meinung der Verfasser die notwendige Grundlage für sachgemäße operative Eingriffe bei Versuchstieren sein sollten.

### **INHALT**

I. Einleitung	1
II. Voraussetzung für die Durchführung operativer Eingriffe bei Versuchstieren	2
II. 1 räumlich	2
II. 2 präoperativ	3
II. 3 operativ	6
II. 4 postoperativ	9
III. Literaturverzeichnis	11

### **I. Einleitung**

Tiermodelle haben in der Forschung nur dann wissenschaftlichen Wert, wenn sie mit einem hohen Maß an Reproduzierbarkeit durchgeführt werden. Daher müssen Störfaktoren (z.B. fehlende Sterilität, Infektionen, ungeeignetes Instrumentarium, Leiden und Schmerzen der Versuchstiere) vermieden bzw. weitestgehend reduziert werden. Operative Eingriffe müssen dem Stand der Wissenschaft und Technik entsprechen und sollten sich an den räumlichen, apparativen und personellen Anforderungen der Humanmedizin orientieren.

<sup>1</sup> Allgemeine Verwaltungsvorschrift zur Durchführung des Tierschutzgesetzes vom 09.02.2000:

Als operative Eingriffe gelten alle instrumentellen Einwirkungen, bei denen die Haut oder darunter liegendes Gewebe eines lebenden Tieres mehr als punktförmig durchtrennt werden.

Diese Forderungen sind abzuleiten aus dem § 1 Satz 2 des Tierschutzgesetzes: "Niemand darf einem Tier ohne vernünftigen Grund Schmerzen, Leiden oder Schäden zufügen".

Für operative Eingriffe gelten für alle Versuchstiere die Regeln der ASEPSIS und ANTISEPSIS:

- für den Raum mit Ausstattung
- für den Operateur und Assistenten
- für den gelegentlich geladenen Besucher
- und für das Versuchstier.

Das Nichteinhalten von Asepsis und Antiseptik führt zu Infektionen, die auch bei subklinischem Verlauf das Immunsystem stärker und anders als nur durch die Anästhesie oder den chirurgischen Eingriff selbst aktivieren. Folglich kann die Belastung des Versuchstieres verstärkt, Messwerte verfälscht oder ihre Streuung größer werden.

Ziel muss sein, dass das Tier postoperativ möglichst schnell zur physiologischen Normalität zurückfindet. Überleben ist und darf kein Kriterium für die Qualität der Operation sein!

## **II. Voraussetzungen für die Durchführung operativer Eingriffe bei Versuchstieren**

### **II.1 räumlich**

Operative Eingriffe sollten ausschließlich in dafür vorgesehenen Räumen durchgeführt werden, die vom übrigen Tierhaltungsbereich getrennt sind. Der Zugang ist auf berechnete Personen zu beschränken. Gegebenenfalls sind weitere Auflagen zu beachten (z.B. Gentechnik-, Bundesseuchen-, Baurecht).

#### 1. Vorbereitungsraum für das Versuchstier

Ein Vorbereitungsraum muss bei *großen Versuchstieren* (Wdk, Schwein, Hund u.a.) vorhanden sein, um die Anästhesie einzuleiten und das Tier für den Eingriff vorzubereiten (Schur, Waschen, Desinfektion). Dieser Raum kann bei geringer OP-Frequenz und entsprechender Ausstattung ggf. auch als Aufwachraum genutzt werden. Bei *kleinen Versuchstieren* (Kaninchen, Maus, Ratte u.a.) ist ein solcher Vorbereitungsraum wünschenswert.

Stehen getrennte Räume nicht zur Verfügung, muss zwischen Vorbereitung und Beginn der Operation gründlich gereinigt und desinfiziert werden.

#### 2. OP-Raum:

Für *große Versuchstiere* ist ein spezieller Operationsraum erforderlich, der über eine ausreichende Größe verfügen muss (>30m<sup>2</sup>). Die Einrichtung des Grosstieroperationsraumes sollte dem heutigen Stand der Technik (s. Tabelle II.3 a) entsprechen sowie leicht zu Reinigen und Desinfizieren sein. Keine Lagerhaltung im OP!

Auch Eingriffe an *kleinen Versuchstieren* sollten vorzugsweise in speziellen Kleintieroperationsräumen vorgenommen werden. Ersatzweise bieten sich Laborräume an, sofern sie entsprechend eingerichtet und leicht zu reinigen und desinfizieren sind. Während der operativen Eingriffe dürfen sie nicht für andere Tätigkeiten genutzt werden. Speziell beim kleinen Versuchstier können operative Eingriffe unter Einhaltung

von Asepsis und Antisepsis auch in einer laminar flow bench (Sterilarbeitsbank) oder im Isolator durchgeführt werden.

In räumlicher Trennung zum Operationssaal sollten vorhanden sein:

3. Aufwachraum

4. Umkleieraum für Personal

5. Waschraum für Operateure

6. Lagerraum

## II.2 präoperativ

### a) technische Voraussetzungen

Anforderung	kleine Versuchstiere	große Versuchstiere
Fixation	Röhren für Maus, Ratte	Käfige mit beweglichen Wänden enge Boxen (Schw) Schaf: Fixation möglichst im Stehen
Gewichtsbestimmung	Waage bis 2 kg	Waage bis 200 kg
Rasur, Schur	geeignete Schermaschine + Ersatzscherkopf Enthaarungscreme	geeignete Schermaschine + Ersatzscherkopf Schaf: spezielle Schafscher- maschine erforderlich
Anästhesie	DF Kohn, SK Wixson, WJ White und GJ Benson (Hrsg.): Anaesthesia and Analgesia in Laboratory Animals. Academic Press, San Diego, 1997 P Flecknell: Laboratory Animal Anaesthesia. Academic Press, London, 1996	
venöser Zugang (Narkoseeinleitung, Flüssigkeitssubstitution perioperativ)	Ratte, Maus, Meerschweinchen, Hamster: im Einzelfall Kaninchen: Ohrvene	immer! Zugang dauerhaft (Butterfly, Venovenweilkatheter) Hd, Ktz, Wdk: V. cephalica antebrachii Wdk, Schw: Ohrvene Schw: V. epigastrica spf.
Intubation	tierartspezifischer Intubationsspatel, Otoskop Tubus, Mandrin Beatmungsbeutel (Ambu-Bag)	
	Intubation bei Bedarf	Wdk: Intubation in Allgemein- anästhesie obligat Schw, Hd, Ktz: Intubation in Allgemeinanästhesie empfeh- lenswert
Antibiose	tierartspezifische Unverträglichkeiten beachten!	

<b>Anforderung</b>	<b>kleine Versuchstiere</b>	<b>große Versuchstiere</b>
Analgesie	<p>Gabe nach jedem operativen Eingriff erforderlich Art, Dosis und Applikationsdauer dem Eingriff und der Tierart entsprechend anpassen</p> <p>P Flecknell, A Waterman-Pearson: Pain Management in Animals. WB Saunders, London, 2000</p> <p>L Hellebrekers (Hrsg.): Schmerz und Schmerztherapie beim Tier. Schlütersche Verlagsanstalt, Hannover, 2001</p> <p>K Otto: Analgesie der Versuchstiere. Der Tierschutzbeauftragte, 1998, 148-152</p> <p>M Sager: Empfehlungen zur Schmerzbehandlung beim Versuchstier. Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz, 1997</p> <p>GV-SOLAS: Schmerzbekämpfung bei Versuchstieren Dezember 2002</p>	
Homöothermie	<p>Auskühlung ist besonders für kleine Versuchstiere lebensbedrohlich! Wärmezufuhr nach Narkoseeinleitung über z.B.: regulierbare Wärmekissen, -platten, Rotlichtlampen, Einwickeln in isolierende Materialien, Wärmeboxen</p>	
Sonstige Bedarfsgegenstände	<p>Schlundsonde (Wdk) Verbrauchsmaterialien (Spritzen, Kanülen, Tape, ....) Stetoskop Augensalbe, Infusionslösungen</p>	
Operationszeitpunkt	<p>Wahl derart, dass die Überwachung in der Aufwachphase gewährleistet ist</p>	

## b) tierspezifische Voraussetzungen

<b>Anforderung</b>	<b>kleine Versuchstiere</b>	<b>große Versuchstiere</b>
Herkunft des Tieres	<p>VT - Züchter mit bekanntem Gesundheitsstatus</p>	<p>VT-Züchter (Hd, Ktz, Minipig) Landwirtschaft (Schwein, Wdk): auf guten Gesundheitsstatus achten, evtl. auch Hygienemaßnahmen (Entwürmen, Impfen) durchführen</p>
Adaptation	<p>mind. 1 Woche in Abhängigkeit von Transportweg (Art, Zeitzone) oder zu bestimmender Parameter (Hormone) ggf. erheblich länger</p> <p>Tier soll sich in dieser Phase an die veränderten Haltungsbedingungen und das neue Pflegepersonal anpassen. Individuelle Verhaltensmerkmale des Tieres (Schlafrythmus, Futteraufnahme) können während dieser Phase von den Pflegern festgestellt werden.</p>	
Nüchternphase	<p>nicht notwendig, sondern nur in gut begründeten Ausnahmefällen</p> <p>im Ausnahmefall: Anbieten von hochkalorischem Futter (z.B. "Astronautennahrung", Honig oder Zuckerlösungen)</p>	<p>genau definieren! nur Futter-, kein Wasserentzug!</p> <p>Schw: 6-8h, Hd,Ktz: 12h, Wdk: 12 (-18) h</p> <p>bei jungen und graviden Tieren Reduzierung der Zeiten erforderlich</p>

<b>Anforderung</b>	<b>kleine Versuchstiere</b>	<b>große Versuchstiere</b>
		derlich kein Nüchternsetzen bei Neonaten
	Flüssigkeitsentzug sollte – falls überhaupt – erst kurz vor der Narkoseeinleitung erfolgen (max. 2h)	
Vorbereitung des Operationsfeldes	Scheren und Desinfektion Desinfektionsmittel muss für Haut geeignet sein!  Hypothermieprophylaxe: Scheren und Desinfizieren so wenig wie möglich aber soviel wie nötig	ggf. Waschen/Baden stark verschmutzter Tiere  Schaf: großzügiges Scheren des OP-Feldes  Scheren und Desinfektion Desinfektionsmittel muss für Haut geeignet sein!
Gewichtsbestimmung	genaue Gewichtsbestimmung zur exakten Dosierung von Arzneimitteln und zur postoperativen Verlaufskontrolle	
Allgemeinuntersuchung vor Einleitung der Anästhesie	Adspektion	Adspektion klinische Untersuchung von Atmungs- und Herzkreislaufsystem (Auskultation)
Antibiotische Prophylaxe	kein Ersatz für steriles chirurgisches Arbeiten!  empfehlenswert bei: - größeren operativen Eingriffen (Eröffnung von Körperhöhlen, orthopädische Operationen) - erhöhter Infektionsgefahr (Eingriffe Magen-Darm-Trakt)  Durchführung: einmalige Gabe eines Breitbandantibiotikums vorzugsweise intravenös	

### c) personelle Voraussetzungen

<b>Anforderung</b>	<b>kleine Versuchstiere</b>	<b>große Versuchstiere</b>
Pflege und Hilfspersonen	intensive und allgemeinverständliche Aufklärung durch den Experimentator Hinweis auf besondere Pflege-, Behandlungsmaßnahmen Tierpfleger sollten bei Vor- und Nachsorge dem Tier vertraut sein, d.h. gleiche Tierpfleger wie bei der Haltung	
Experimentator	für den Eingriff entsprechende Qualifikation (TSchG) und erforderliches chirurgisches Können müssen vorhanden sein  Protokollpflicht (Genehmigungsnummer, Tierstamm, Herkunft der Tiere, Kennzeichnung, Anästhesie, Analgesie, Art des Eingriffs, Name der Experimentatoren)	
Anästhesist	bei anspruchsvollen Operationen an großen VT wird empfohlen, fachkundiges Anästhesiepersonal einzusetzen	

## II.3 operativ

### a) technische Voraussetzungen

Anforderungen	kleine Versuchstiere	große Versuchstiere
bauliche Voraussetzungen	leicht zu reinigender Raum keine anderen Tätigkeiten während der Operationen	spezieller Operationsraum ausreichender Größe (>30m <sup>2</sup> ) getrennter Vorbereitungsraum notwendig getrennter Nachsorgeraum sinnvoll (s. Einleitung.) ausreichende Lagerräume o.a. Lagermöglichkeiten
Versorgungseinheiten (empfehlenswerte Ausstattung)	beheizbare Operationstische Operationsmikroskop, Lupenbrille	zentrale Gasversorgung Klimaanlage, Luftfilter OP-Tisch: variabel, d.h. höhenverstellbar, kippbar, strahlendurchlässig Elektrokoagulator, Sauger, Instrumententische
Sterilisation	Autoklav, Heissluftsterilisation Strahlen- oder Gassterilisation Sterilfiltration (Flüssigkeiten) Angabe des Sterilisationsdatums (danach ca. 2 Mo steril)	
Beleuchtung	Kaltlichtlampe, OP-Leuchten	
Wärmezufuhr	beheizbare Operationstische regulierbare Wärmekissen, Wärmeplatten	
Anästhesie	günstig: Möglichkeiten zur O <sub>2</sub> -Substitution bei Injektionsnarkosen	Narkosegeräte mit Beatmungsmöglichkeit Infusionspumpen
Anästhesiemonitoring	Thermometer Kaninchen, Meerschweinchen: s. Großtiere ggf. Spezialgeräte	Narkoseüberwachungsgeräte (Kapnograph, Pulsoximeter, EKG, Thermometer, Blutdruck invasiv, Blutgasanalyse)
Materialien	alle Materialien müssen steril sein! Spritzen, Kanülen, Folien, Tücher, Tupfer, Kompressen Implantate, Katheter u.a.	
Nahtmaterial	steril Nadel-Faden-Kombinationen empfehlenswert	
Instrumentarium	steril, in ausreichender Menge	
		Verwendung nur für ein Tier

## b) tierspezifische Voraussetzungen

<b>Anforderung</b>	<b>kleine Versuchstiere</b>	<b>große Versuchstiere</b>
Anästhesie und Anästhesiemonitoring	muss der Tierart, dem Schweregrad und der Dauer des Eingriffes angepasst werden  in regelmäßigen Abständen (10min) Kontrolle der vitalen Funktionen, klinisch oder apparativ  kleine VT: Kontrolle der Körpertemperatur lebensnotwendig	
Lagerung	Lagerung auf kalten Unterlagen vermeiden Beheizbare OP-Tische oder Wärmekissen verwenden Cave! Hyperthermie oder lokale Verbrennungen, regelmäßige Temperaturkontrolle zwingend erforderlich  umsichtiges Ausbinden (Vermeiden von Blutstauung, Distorsion, Nervenquetschung) Unterpolsterung hervorstehender Skelettpunkte  Vordergliedmaßen beim Ausbinden nicht zu weit nach vorne ziehen, da sonst pulmonale Funktionen beeinflusst werden	
OP-Feld	nach Lagerung nochmalige Desinfektion mit geeignetem Desinfektionsmittel  sterile Abdeckung (Tücher, Folien)  Wdk, Schw: Einpacken von Hufen, Klauen in Plastiktüten, Socken, Armschutz, Tücher, OP-Handschuhe o.ä.	
OP-Technik	atraumatisches Operieren (Muskeln faserparallel durchtrennen, Schutz vor Austrocknung des Gewebes)  korrekte Wahl des Nahtmaterials  Schutz der Wunde nach Verschluss durch z.B. Wundspray oder Verband	
Unterstützende Maßnahmen	Schutz der Augen durch Augensalbe  Vermeiden von starkem Lichteinfall in die Augen v.a. bei albinotischen Tieren (Retinaschaden)  Flüssigkeitssubstitution: 10–20 ml/kg/h körperwarme (!) Infusionslösungen (z.B. 0,9%ige NaCl, Ringer, Ringerlaktat, Vollelektrolyt-lösung) intravenös, intraperitoneal oder subkutan (kleine VT)	

## c) personelle Voraussetzungen

<b>Anforderung</b>	<b>kleine Versuchstiere</b>	<b>große Versuchstiere</b>
rechtliche Voraussetzungen	§9 TSchG, AVV zur Durchführung des Tierschutzgesetzes	
OP-Personal	Kopfbedeckung, Mundschutz  Waschen und Desinfektion der Hände  saubere OP-Kleidung sterile Handschuhe	Kopfbedeckung, Mundschutz  Waschen und chirurg. Desinfektion der Hände  sterile OP-Kleidung sterile Handschuhe
	Dem OP-Personal müssen die Grundlagen des sterilen Arbeitens bekannt sein	



Anforderung	kleine Versuchstiere	große Versuchstiere
Chirurg	<p data-bbox="598 250 1305 282">Kenntnisse über tierartspezifische anatomische Grundlagen</p> <p data-bbox="598 297 1102 329">Kenntnisse über atraumatisches Operieren</p> <p data-bbox="598 344 1345 376">Operation muss beherrscht werden (ggf. Übung an Präparaten)</p> <p data-bbox="598 392 1394 515">Bei kleinen VT muss häufig ein und dieselbe Person die Aufgaben des Anästhesisten, Chirurgen und Assistenten übernehmen. Das stellt besondere Anforderungen an die Logistik. Sorgfältige Planung und das Aufstellen von SOPs können die Durchführung erleichtern.</p>	

## II.4 postoperativ

### a) technische Voraussetzungen

Anforderung	kleine Versuchstiere	große Versuchstiere
Aufwachraum	ruhiger Raum, ruhiger Bereich im Operationsraum Möglichkeit zum Abdunkeln empfehlenswert Möglichkeit der Wärmezufuhr	am besten eigener Aufwachraum oder -box ausreichend hohe Raumtemperatur (21°-25°C), Vermeiden von Zugluft zusätzliche Wärmequellen (Rotlicht, Fußbodenheizung) zentrale, aber ruhige Lage Beleuchtung abdunkelbar
Überwachung	regelmäßige Kontrolle bis zum Erwachen	regelmäßige Kontrolle bis zum Erwachen apparative Überwachung sinnvoll ideal: Videoüberwachung Infusionsmöglichkeit

### b) tierspezifische Voraussetzungen

Anforderung	kleine Versuchstiere	große Versuchstiere
postoperative Schmerztherapie	Gabe von Analgetika (Opioide und/oder NSAID'S) s. Tabelle II.2 a unterstützende Maßnahmen: - atraumatisches Operieren - Optimierung der Aufwachumgebung - Schutz und Stabilisierung der OP-Wunde	
Lagerung in der Aufwachphase	Abdecken der Einstreu (Papier, Zellstoff) Isolierung gegen Auskühlung Seiten- oder Brustbauchlage Trennung von wachen Artgenossen bis zum vollständigen Erwachen	Aufwachbox, -raum (s.o.) Trennung von wachen Artgenossen bis zum vollständigen Erwachen, dabei Hör- und Geruchskontakt ermöglichen, Schafe baldmöglichst in Gruppe zurückführen Wdk: Brustbauchlage mit erhöhter Kopfposition Schwein, Hd, Ktz: Seitenlage, Umlagerung alle 4h
Extubation	erst nach Einsetzen einer suffizienten Spontanatmung Wdk: Aspirationsgefahr, Rückkehr des Schluckreflexes abwarten	
Gesundheitszustand	regelmäßige Kontrolle p.op, anfänglich 2X/Tag Kontrolle von Kot- und Urinabsatz	

<b>Anforderung</b>	<b>kleine Versuchstiere</b>	<b>große Versuchstiere</b>
Futter- und Wasseraufnahme	regelmäßige Kontrolle z.B. über Wiegen direkte Beobachtung von Futter- und Wasseraufnahme Fütterung definierter Portionen	

### c) personelle Voraussetzungen

In der postoperativen Phase muss eine enge Zusammenarbeit zwischen einer für die medizinische Versorgung verantwortlichen Person, den Tierpflegern und dem Tierenschutzbeauftragten gewährleistet sein. Abhängig vom Schweregrad des Eingriffes ist das Tier auch mehrmals täglich zu kontrollieren und ggf. zu behandeln. Eine für die medizinische Versorgung verantwortliche Person muss in der postoperativen Zeit jederzeit erreichbar sein.

Zwingend erforderlich ist es, auch postoperativ ein Protokoll zu erstellen, um Komplikationen schnellstmöglich erkennen zu können!

<b>Anforderungen</b>	<b>kleine Versuchstiere</b>	<b>große Versuchstiere</b>
Experimentator	Protokollführung Die Führung eines postoperativen Protokolls mit Eintragungen über klinische Beobachtungen und Behandlungen des Tieres, welches dem jeweiligen Eingriff und der Tierart angepasst ist, ist unerlässlich. Das Protokoll muss beim Tier jederzeit einsehbar sein. ständige Erreichbarkeit auch außerhalb der Dienstzeiten	
Tierpflegepersonal	genaue Kenntnis der individuellen Verhaltensmerkmale, um Veränderungen aufgrund postoperativer Komplikationen bemerken zu können sofortige Meldung bei Auffälligkeiten des Tieres an den Experimentator	

### III. Literaturverzeichnis

Ascherl R, G Blümel (1992):

Die Einrichtung einer operativen Einheit in der experimentellen Chirurgie.

in: Kronberger L (Hrsg.): Experimentelle Chirurgie.

Ferdinand Enke Verlag Stuttgart

Bradfield JF, TR Schachtman, RM McLaughlin, EK Steffen (1992):

Behavioral and physiologic effects of inapparent wound infection in rats.

Lab. Anim. Sci. 42(6): 572-578

Brill T, J Henke, W Erhard (1998):

Die postoperative Versorgung der Versuchstiere.

Der Tierschutzbeauftragte 2/98, 154-156

Brown MJ, PT Pearson, FN Tomson (1993):[HYPERLINK](#)

Guidelines for animal surgery in research and teaching.

Am J Vet Res 54, 1544-1559

Brown MJ (1994):

Aseptic Surgery for rodents.

SCAW Newsletter.16(3): 4-5;10-12

Cunliffe-Beamer TL (1993):

Applying principles of aseptic surgery to rodents.

AWIC Newsletter, 4(2): 3-6

Eisele PM (1995):

Perioperative Care for Laboratory Animals: Preoperative and Postoperative principles and applications.

Contemporary Topics, 34, 61-64

Swindle MM (1998):

Surgery, Anesthesia & Experimental Techniques in Swine.

Iowa State University Press, Ames

van Dongen JJ, R Remie, JW Rensema and GHJ van Wunnik (Hrsg.) (1990):

Manual of Microsurgery on The Laboratory Rat. Part I: General Information and Experimental Techniques.

Elsevier, Amsterdam

Waynforth HB, PA Flecknell (Hrsg.) (1992):

Experimental and Surgical Technique in the Rat.

Academic Press, London

White JW, JR Blum (1997):  
Design of Surgical Suites and Postsurgical Care Units.  
in: Kohn, DF, SK Wixson, WJ White und GJ Benson (Hrsg.): Anaesthesia and  
analgesia in laboratory animals.  
Academic Press, San Diego

### **Internet-Adressen**

University of Minnesota. Research Animal Resource.  
<http://www.ahc.umn.edu/rar>

Guidelines for survival rodent surgery.  
ARAC Guidelines. Office of Animal Care and Use. National Institute of Health.  
<http://oacu.od.nih.gov/>

Guidelines for Rodent Survival Surgery.  
University of IOWA Animal Care and Use Committee.  
[http://www.uiowa.edu/~vpr/research/animal/rod\\_surg.htm](http://www.uiowa.edu/~vpr/research/animal/rod_surg.htm)

Surgery, Anesthesia – vertebrate species.  
The University of Arizona. University Animal Care. Training modules.  
<http://www.ahsc.arizona.edu/uac/iacuc/surgery/surgery.shtml>

SOP IACUC 102: Rodent Surgery Guide.  
University of Kentucky Medical Center. Division of Laboratory Animal Resources.  
<http://www.mc.uky.edu/dlar/resources/sop/rodsuruk.htm>