

אוניברסיטת בן גוריון בנגב
המרכז לשרותי מחקר פרקליני

הנחיות לאיסוף דם מבע"ח (עדכון 04.01.2007)

מטרה

לספק מידע שימושי ועדכני על נפחים, דרכים ותדירויות מקובלות לדגימת דם מחיות מעבדה.

רקע

לקיחת דם היא אחד ההליכים הנפוצים ביותר המבוצעים בחיות מעבדה. שיקולים מדעיים כגון ההשפעה הפיסיולוגית של איבוד דם רב על ניתוח ואמינות התוצאות וכן שיקולי צער בע"ח מתייבים את הנפחים הדרכים והתדירויות בהליך זה.

נפחי דם בחיות מעבדה

מין	נפח הדם (ml/kg)	
	*ממוצע ממולץ	טווח ממוצעים
עכבר	72	63-80
חולדה	64	58-70
ארנבת	56	44-70
כלב (ביגל)	85	79-90
חזיר	65	61-68

*הממוצע המומלץ הוא אמצע הטווח

נפחי דגימה מותרים ותקופת התאוששות

דגימה יחידה		דגימות חוזרות	
% מנפח הדם המסולק	תקופת התאוששות	% מנפח הדם המסולק במשך 24 שעות	תקופת התאוששות
7.5%	שבוע	7.5%	שבוע
10%	שבועיים	10-15%	שבועיים
15%	4 שבועות	20%	3 שבועות

נתונים אלו אינם כוללים לקיחת דם סופנית (כאשר החיה ממומתת בתום ההליך) במקרה כזה ניתן לקחת כמה דם שאפשר.

הגדלת נפח הדם ע"י מתן נוזלים או תרומת דם אינה מתבקשת בנפחים אלו.

חשוב למזער מספר דקירות ולא לחזור לאותה נקודה פעמים.

הדרכה ואימון חשובים להצלחה ולמזעור הנזק לבעלי החיים.

דגימות שלקחו מכלי דם שונים (דוגמא מרכזי ופריפרי) עלולות לתת ערכים שונים.

נפח דם כללי והמלצה על נפח מרבי בהתאם למין ולמשקל הגוף

מין (משקל)	נפח דם (ml)	7.5% (ml)	10% (ml)	15% (ml)	20% (ml)	מקומות אפשריים ללקיחת דם
עכבר (25 g)	1.8	0.1	0.2	0.3	0.4	וריד הזנב עורק קרוטי רטרואורביטאלי וריד ג'וגולרי לב אוזן חיתוך/דקירת קצה הזנב
חולדה (250 g)	16	1.2	1.6	2.4	3.2	וריד הזנב וריד תת לשוני רטרואורביטאלי לב
אוגר (100 g)						וריד הזנב וריד פמורלי רטרואורביטאלי וריד ג'וגולרי לב
שרקן (500 g)						וריד אוזן מרכזי וריד מטטרזוס וריד ג'וגולרי רטרואורביטאלי לב
ארנבת (4 kg)	224	17	22	34	45	עורק אוזן מרכזי וריד אוזן צדדי לב
כלב (10 kg)	850	64	85	127	170	וריד צפאלי וריד ספנוס וריד ג'וגולרי
חזיר מיני (15 kg)	975	73	98	146	195	וריד אוזן וריד ג'וגולרי מרכזי וריד נבוב קדמי וריד נרכי צפאלי

איסוף דם מהלב נעשה רק כהליך סופני ובהרדמה כללית (החיה מומתת בסוף ההליך). דימום רטרואורביטאלי (דימום מהעין) גורם אי נוחות ולעיתים כרוך בסיבוכים (זיהום, טראומה וכד'). יש לבצע דימום זה בהרדמה כללית, יש להמתין לפחות שבועיים ע"מ לדמם שנית באותה העין.

Reference:

1. A good practice guide to the administration of substances and removal of blood, including routes and volumes. Karl-Heinz Diehl, Robin Hull, David Morton, Rudolf Pfister, Yvon Rabemampianina, David Smith, Jean-Marc Vidal, Cor Van De Vorstenbosch . J Appl Toxicol 21 15-23, 2001.
2. The laboratory swine. P.J.A. Bollen, A.K. Hansen, H.J. Rasmussen. CRC Press 2000.
3. Formulary for laboratory animals. C.T. Hawk, S.L Leary. Iowa State University Press, second edition, 1999.

Guide for Blood Sampling

Purpose

To provide useful information about volumes, routes and frequency acceptable in sampling of blood from laboratory animals.

Background

Blood removal is one of the most common procedures performed on laboratory animals. Animal welfare is a prime consideration when blood sampling is approaching limits but the scientific impact of an animal's physiological response must also be considered as this may affect data interpretation and validity.

Circulating blood volume in laboratory animals

Species	Blood volume (ml/kg)	
	Recommended mean*	Range of means
Mouse	72	63-80
Rat	64	58-70
Rabbit	56	44-70
Dog (Beagle)	85	79-90
Pig	65	61-68

*The recommended mean corresponds to the mid-point of the range of means.

Limit volumes and recovery periods

Single sampling		Multiple sampling	
% circulatory blood volume removed	Approximate recovery period	% circulatory blood volume removed in 24 h	Approximate recovery period
7.5%	1 week	7.5%	1 week
10%	2 weeks	10-15%	2 weeks
15%	4 weeks	20%	3 weeks

- These figures do not include a terminal sample which can be taken when the animal is terminally anaesthetized.
- Blood replacement has not been considered since the volumes proposed do not warrant such intervention.
- It is important to carry out the minimum number of needle punctures consistent with obtaining good scientific data. The same puncture site should not be used, i.e., use different points along a vein.
- Thorough training and competence of personnel is crucial for successful bleeding, minimizing tissue damage and also for the health and welfare of the animals.

- It is important to note that samples taken from different sites may show differences in clinical pathology values and have implications for historical databases.

Total blood volumes and recommended maximum blood sample volumes for species of given bodyweight

Species (weight)	Blood Volume(ml)	7.5% (ml)	10% (ml)	15% (ml)	20% (ml)	Bleeding Sites
Mouse (25 g)	1.8	0.1	0.2	0.3	0.4	Tail veins Carotid artery Retro-orbital plexus Jugular vein Cardiac puncture Ear vein Tail tip amputation
Rat (250 g)	16	1.2	1.6	2.4	3.2	Tail veins Sublingual vein Retro-orbital plexus Cardiac puncture
Hamster (100 g)						Tail vein Femoral vein Retro-orbital plexus Jugular vein Cardiac puncture
Guineapig (500 g)						Middle ear vein Metatarsal vein Jugular vein Retro-orbital plexus Cardiac puncture
Rabbit (4 kg)	224	17	22	34	45	Central ear artery Marginal ear vein Cardiac puncture
Dog (10 kg)	850	64	85	127	170	Cephalic vein Saphenous vein Jugular vein
Mini pig (15 kg)	975	73	98	146	195	Ear vein External jugular vein Cranial vena cava Brachiocephalic vein

Cardiac puncture is only carried out as a terminal procedure under general anesthesia. *Retrobulbar plexus* = eye bleeds: the retrobulbar route may cause adverse effects and discomfort. Bleeding from this plexus should always be carried out under general anesthesia in all species. An interval of two weeks between bleeds at the same site should allow damaged tissue to repair in most cases.

Reference:

4. A good practice guide to the administration of substances and removal of blood, including routes and volumes. Karl-Heinz Diehl, Robin Hull, David Morton, Rudolf Pfister, Yvon Rabemampianina, David Smith, Jean-Marc Vidal, Cor Van De Vorstenbosch . J Appl Toxicol 21 15-23, 2001.
5. The laboratory swine. P.J.A. Bollen, A.K. Hansen, H.J. Rasmussen. CRC Press 2000.
6. Formulary for laboratory animals. C.T. Hawk, S.L Leary. Iowa State University Press, second edition, 1999.