

**PENUNTUN PRAKTIKUM
ZOOLOGI EXPERIMENTAL**

DISUSUN OLEH:

**DR. ERNI JUMILAWATY, M.SI
Dr. SALOMO HUTAHAEAN, M.SI**



**LABORATORIUM FISILOGI HEWAN
DEPARTEMEN BIOLOGI
UNIVERSITAS SUMATERA UTARA
MEDAN**



TATA TERTIB PRAKTIKUM

1. Setiap praktikan harus mengikuti seluruh acara praktikum seperti yang dijadwalkan.
2. Ketidakhadiran praktikan dapat menurunkan nilai akhir praktikum, dan tidak ada perbaikan praktikum.
3. Setiap praktikan harus sudah mempersiapkan diri untuk topik acara praktikum
4. Kemampuan dan kecakapan setiap praktikan dalam menjalankan praktikum akan dinilai.
5. Luangkan waktu untuk pengamatan sesuai dengan petunjuk praktikum.

PENILAIAN

Pembagian nilai praktikum adalah:

a. Pre test/quiz	= 30%
b. Tugas	= 30%
c. Laporan/Jurnal	= 15%
c. Post test	= 35%
Total nilai praktikum	= 100%



DAFTAR ISI

TATA TERTIB PRAKTIKUM	i
PENILAIAN	i
LATIHAN 1. TAKSIDERMI HEWAN	1
LATIHAN 2. PENGAMATAN FUNGSI SIRIP IKAN	5
LATIHAN 3. PENGAMATAN DAYA SURVIVAL BURUNG	7
LATIHAN 4. PEMELIHARAAN DAN PENANGANAN HEWAN UJI MENCIT	11
LATIHAN 5. TATA CARA PEMBERIAN PERLAKUAN PADA MENCIT	14
LATIHAN 6. TATA CARA PENGAMBILAN CUPLIKAN HAYATI	17



LATIHAN 1. TAKSIDERMI HEWAN

Tujuan Instruksional	: Selesai praktikum mahasiswa diharapkan mampu membedakan awetan kering dan awetan basah pada berbagai jenis hewan vertebrata
Bahan	: Ikan, Burung, amphibia, dan mammalia, garam, formalin 4%, alkohol, Manik-manik, kapuk/kapas boraks/tepung tawas, vernis Air dan benang.
Alat	: Gunting, scalpel, bak bedah, bak parapin, ember, label, kawat, jarum

PENDAHULUAN

Taksidermi adalah replikasi hewan mati yang terbuat dari kulit hewan yang diisi dengan kapuk atau sabut kelapa. Taksidermi merupakan istilah pengawetan untuk hewan pada umumnya, vertebrata pada khususnya, dan biasanya dilakukan terhadap hewan yang berukuran relatif besar dan hewan yang dapat dikuliti termasuk beberapa jenis reptil, burung, dan mammalia. Pengawetan kering ini dilakukan dengan cara organ dalam dikeluarkan dan kemudian dibentuk kembali seperti bentuk asli ketika hewan tersebut hidup (dikuliti, hanya bagian kulit yang tersisa). Pengetahuan tentang kulit ini, sering dipakai sebagai bahan referensi untuk identifikasi hewan vertebrata, dan juga untuk menunjukkan bermacam-macam varietas yang terdapat di dalam species. Taksidermi biasanya digunakan sebagai media dalam pembelajaran biologi dan juga sebagai hiasan. Keunggulan taksidermi sebagai media pembelajaran biologi adalah keasliannya karena terbuat dari hewan asli dan tidak membahayakan bagi siswa. Sedangkan kelemahannya adalah hanya morfologi hewan saja yang bias diamati melalui taksidermi. Dengan kata lain taksidermi merupakan pengetahuan tentang skinning (pengulitan), preserving



(pengawetan kulit), stuffing (pembentukan), dan mounting/opzet/pajangan (penyimpanan sesuai kondisi waktu hidup).

Pengamatan:

Urutan Proses Pembuatan Taksidermi

1. Penangkapan/Penentuan/Pengumpulan spesimen
2. Pematian Spesimen
3. Skinning (pengulitan)
4. Preserving (pengawetan kulit)
5. Stuffing (pembentukan)
6. Mounting /opzet/pajangan. Bila sudah kering, letakkan mereka sesuai dengan kebiasaan pada waktu hidupnya. Misalnya dalam posisi berdiri, duduk atau terbang untuk memperlihatkan tingkah laku hewan tadi di alam. Perhatikan beberapa contoh mounting
7. Pemeliharaan. Pemeliharaan spesimen yang ditaksidermi dengan cara menghindarkan dimakan serangga. Hal ini dapat dilakukan dengan cara menempatkan koleksi dalam tempat penyimpanan yang selalu bersih dan tidak lembab. Dapat juga dengan memberikan obat insektisida. Para- dichloro-benzena atau naphthalin/kamper (kaper baru) ke dalam lemari atau kotak penyimpanan spesimen.

Adapun cara pembuatannya:

- 1. Penangkapan/penentuan jenis hewan yang akan diawetkan.** Tahapan ini terserah kepada kita, apa dan tujuan kita dengan pengawetan hewan. ini



Tentunya bukan untuk eksploitasi atau tujuan yang tidak baik, kita harus tetap memperhatikan prinsip-prinsip/kelestarian alam/lingkungan.

2. **Pematian Hewan.** Teknik pematian hewan ini berbeda tergantung jenis hewan apa yang akan kita matikan. Dalam proses pematian ini prinsipnya darah tidak keluar dari organ tubuh, dan dipastikan benar bahwa hewan tersebut benar-benar mati. Karena jangan sampai ketikan proses pengulitan berlangsung, hewan tersebut secara fisiologis belum mati. Istilah saya untuk kejadian tersebut adalah "menjolimi". (Contoh gambar proses pematian hewan di bawah artikel ini).
3. **Pengulitan (Skinning).** Tahapan ini adalah bagaimana caranya kita melepaskan kulit yang melekat pada otot/menempel pada daging hewan tersebut. Untuk mencapai tujuan tersebut tentunya kita harus dilengkapi dengan seperangkat alat bedah yang lengkap dan tajam sehingga proses pengulitan berjalan dengan baik (kulit terkuliti, tidak ada otot/daging yang menempel pada kulit).
4. **Pengawetan Kulit (Preserving).** Pengawetan kulit ini penting dilakukan karena bisa menyebabkan bau busuk bila kita tidak benar-benar memahami tahapan ini. Setelah selesai pengulitan, kita lanjutkan dengan pengawetan kulit dengan cara memberi pengawet kulit (**boric acid**) yang ditaburkan ke seluruh kulit yang dikuliti (bagian dalam). Setelah itu untuk beberapa hari dikeringkan. Lama pengeringan tergantung jenis hewannya.
5. **Stuffing (pembentukan).** Mengisi rongga kulit ular dengan kapas. Proses ini dapat dipermudah dengan menggunting bagian-bagian tertentu untuk memasukkan kapas. Menggungtingnya tidak boleh lebih dari 5 cm agar kulit hewan tetap terlihat rapi. Menjahit bagian kulit yang digunting dengan menggunakan nilon dan penjahit. Memasang manik-manik pada rongga



mata hewan, Menjemur hewan di bawah sinar matahari selama 30 menit..

Memvernisi kulit hewan dan menjemurnya kembali selama 30 menit.



LATIHAN 2. PENGAMATAN FUNGSI SIRIP IKAN

Tujuan Instruksional	: Selesai praktikum mahasiswa diharapkan mampu menjelaskan fungsi masing-masing sirip ikan
Bahan	: Ikan hidup sebanyak 6 ekor
Alat	: Akuarium, aerator, handycamp, stopwacht

PENDAHULUAN

Sirip adalah suatu permukaan yang digunakan untuk menghasilkan gaya angkat dan gaya dorong atau untuk mengendalikan arah sewaktu meluncur di air, udara, atau fluida lain. Pada ikan, sirip merupakan organ yang menonjol dari tubuh yang ditutupi dan dihubungkan oleh selaput kulit. Fungsinya umumnya adalah untuk membantu ikan berenang, walaupun kadang digunakan juga untuk meluncur atau merangkak, seperti pada ikan terbang dan ikan kodok. Sirip pada ikan terletak pada berbagai tempat untuk berbagai fungsi, seperti gerak maju, berputar, atau mempertahankan posisi tegak. sirip pada ikan juga dibagi menjadi tiga macam; homoserkus (bagian atas dan bawah sirip simetris), heteroserkus (bagian atas sirip lebih besar daripada bagian bawahnya) dan difiserkus (bagian atas dan bawah simetris, menyatu ke satu titik). Pada tubuh ikan terdapat 6 macam sirip, antara lain yaitu: sirip dada (Pinnae Pectoral), sirip ekor (Pinnae Caudalis), sirip perut (Pinnae Ventralis), sirip dubur (Pinnae Analis), sirip punggung (Pinnae Dorsalis) dan Adipose fin. Fungsi masing-masing sirip adalah sebagai berikut:

1. **Pinna pectoralis (sirip dada)** Fungsi sirip dada pada ikan adalah untuk melakukan pergerakan maju, ke samping dan diam (mengerem), sirip ini terletak di posterior operculum atau disebut juga pada pertengahan tinggi di kedua sisi tubuh ikan.
2. **Pinna dorsalis (sirip punggung)**. Sirip punggung, fungsinya adalah untuk menstabilkan tubuh (*Balance*). Ikan akan menggunakan sirip ini sekalian dengan



Pinna Analis untuk membantu ikan memutarakan badan dengan cepat. Dan sirip ini berada pada di bagian dorsal.

3. **Pinna ventralis (sirip perut)**. Sirip perut ini berperan dalam menstabilkan tubuh ikan saat berenang. Namun tidak hanya itu saja, sirip tersebut juga berfungsi untuk membantu menetapkan posisi tubuh pada kedalaman tertentu. Letaknya tepat di bagian perut ikan.
4. **Pinna analis (sirip dubur)**. Sirip dubur, sirip ini berada pada bagian posterior anal, tidak jauh dengan duburya. Fungsinya guna membantu ikan dalam menstabilkan tubuh saat berenang, hampir sama dengan siriip perut.
5. **Pinna caudalis (sirip ekor)**. Sirip ekor, sirip ini terletak pada bagian posterior tubuh ikan dan biasanya dinamakan sebagai ekor. Fungsi sirip ini sebagai pendorong utama ketika ikan berenang (maju) dan juga sebagai stier/kemudi pada saat bermanuver.
6. **Adipose fin**. Yang terakhir adalah Adipose fin, letak sirip ini adalah pada bagian dorsal agak sedikit di depan pinna caudalis. Namun tidak semua ikan memiliki sirip ini.

Pengamatan:

Ikan pertama dipotong bagian sirip pectoralis, ikan kedua dipotong bagian sirip dorsalis, ikan ketiga dipotong bagian dari sirip ventralis, ikan keempat dipotong pada bagian sirip analis, ikan kelima dipotong pada bagian sirip caudalis selanjutnya ikan dibiarkan dalam air berenang dan diamati apa yang terjadi setelah dilakukan pemotongan sirip. Pengamatan dilakukan selama 1 jam dan selanjutnya direkam dengan menggunakan handycamp



LATIHAN 3. PENGAMATAN DAYA SURVIVAL BURUNG

Tujuan Instruksional	: Selesai praktikum mahasiswa diharapkan mampu menjelaskan fungsi darah dan komponennya terhadap daya survival burung
Bahan	: Darah burung, hayem, EDTa, metanol absolut, Alkohol 70%, Pewarna Gimza 7%, Minyak imersi, dan air mengalir
Alat	: mikroskop, objek glass, Tabung wintrobe, Tabung mikrokapiler, Sentifuge

PENDAHULUAN

Darah adalah cairan yang terdapat pada semua hewan tingkat tinggi yang berfungsi mengirimkan zat-zat dan oksigen yang dibutuhkan oleh jaringan tubuh, mengangkut bahan-bahan kimia hasil metabolisme, dan juga sebagai pertahanan tubuh terhadap virus atau bakteri. Darah adalah salah satu komponen hidup yang penting dalam organisme tingkat tinggi khususnya hewan. Darah berperan sebagai suatu kendaraan transportasi bagi senyawa-senyawa yang penting maupun tidak penting. Dalam darahpun terdapat macam macam penyusun nya, antara lain:

1. Sel darah yang cair yang berbentuk merah yang disebut Erythrosit.
2. Sel darah Putih disebut Leukosit
3. Keping darah disebut Trombocyt

Darah mempunyai fungsi antara lain: mengangkut oksigen dari paru-paru ke seluruh tubuh, mengangkut karbondioksida dari jaringan tubuh ke paru-paru, mengangkut sari-sari makanan ke seluruh tubuh, mengangkut sisa-sisa makanan dari seluruh jaringan tubuh ke alat-alat ekskresi, mengangkut hormon dari kelenjar endokrin



ke bagian tubuh tertentu, mengangkut air untuk diedarkan ke seluruh tubuh, menjaga stabilitas suhu tubuh dengan memindahkan panas yang dihasilkan oleh alat-alat tubuh yang aktif ke alat-alat tubuh yang tidak aktif, menjaga tubuh dari infeksi kuman dengan membentuk antibodi (Abbas, 1997).

Pengamatan :

Perlakuan dipelihara ayam selama dua minggu dengan masing-masing perlakuan sebagai berikut:

Ayam jantan dan betina diberi makan dan minum secara bebas dalam kandang, sedang pada kandang yang berbeda ayam dipuaskan dan hanya diberi makan dua kali dalam satu hari yaitu pada saat pagi hari dan sore hari. Selanjutnya setelah dua minggu dilihat bagaimana respon ayam tersebut dengan melakukan pengambilan darah untuk menghitung sel darah merah, sel darah putih, haemaglobin, hematocrit, dan differensiasi sel darah putih. Selanjutnya juga dilakukan pengukuran berat dan bentuk beberapa organ seperti hati, jantung dan paru-paru.

Menghitung sel darah merah (eritrosit)

Langkah pertama membersihkan jari dengan menggunakan alkohol, yang bertujuan agar jari tersebut aseptik. Tusuk jari dengan menggunakan jarum tusuk dan menghisap darah menggunakan pipet sahli sampai angka 0,5, lalu darah diencerkan dengan larutan hayem sampai angka 101 sebelum darah membeku. Pada waktu menghisap darah tidak boleh ada gelembung udara, apabila ada gelembung harus diulang. Dengan hati-hati melepaskan aspirator dari pipetnya dan harus dijaga supaya cairan tidak keluar dari pipet. Segera tutup kedua ujung pipet dengan ibu jari dan telunjuk tangan, kocok isi pipet dengan membuat gerakan angka 8, supaya larutan



tercapur rata. Buang cairan pada ujung pipet yang tidak ikut terkocok. Lalu masukkan dengan hati-hati setetes cairan tadi kedalam kamar hitung dengan cara menempelkan ujung pipet pada tempat pertemuan antara dasar kamar hitung dan kaca penutup. Kemudian biarkan buti-butir darah mengendap di dalam kamar hitung, lalu amati dibawah mikroskop dan hitung jumlah butir-butir darah merah dengan menggunakan teknik mengisi kamar hitung.

Diferensial Leukosit

Perhitungan persentase differensial Leukosit dilakukan dengan pembuatan preparat apus darah (Metode Wirawan dan Silman, 2000)

1. Gelas objek yang akan digunakan dibersihkan dengan alkohol 70%
2. Darah ditetaskan pada ujung gelas objek I, Kemudian diambil gelas objek ke II, ditetaskan diujung tetesan darah membentuk sudut 45° , lalu dihapuskan kearah depan.
3. Preparat darah didiamkan sampai kering pada suhu kamar, difiksasi dengan metanol absolut ± 5 menit dengan cara memasukan gelas objek ke dalam beker gelas yang telah diisi metanol absolut sampai semua apusan darah terendam dalam metanol.
4. Preparat dikeringkan dalam suhu kamar. Setelah kering preparat diwarnai dengan larutan Giemza 7% selama ± 20 menit
5. Preparat dicuci dengan air mengalir dan dikeringkan dalam suhu kamar
6. Apusan darah ditetesi dengan 1 tetes minyak imersi dan ditutup dengan gelas penutup, kemudian diferensial leukosit (persentase neutrofil, limfosit, monosit, eosinofil, dan basinofil)

Cara menghitung jumlah hematokrit

Prinsip

Darah dengan antikogulan isotonic dalam tabung disentrifus selama 15 menit dengan kecepatan 3000 rpm sehingga eritrosit dipadatkan membuat kolom dibagian bawah dan tabung tingginya kolom mencerminkan nilai hematokrit.



Mikrometode menurut Wintrobe

Isilah tabung wintrobe dengan darah oxalat, heparin atau EDTA sampai garis tanda 100 diatas. Masukkan tabung itu kedalam sentrifuge yang cukup besar, pusingkan selama 30 menit pada kecepatan 300 rpm. Bacalah hasil penetapan itu dengan memperhatikan :

- Warna plasma diatas : warna kuning, itu dapat dibandingkan dengan larutan kaliumbichkromat dan intensitasnya disebut dengan satuan. Satuan – satuan sesuai dengan warna kaliumbichkromat 1 : 10.000
- Tebalnya lapisan putih diatas sel – sel merah yang tersusun dari lekosit dan trombosit.



PEMELIHARAAN DAN PENANGANAN HEWAN UJI MENCIT

Tujuan Praktikum: Mahasiswa mengetahui tata cara baku pemeliharaan dan penanganan (*handling*) hewan uji mencit.

Pendahuluan

Pada percobaan biologi yang menggunakan hewan uji, kesahihan hasil antara lain ditentukan oleh penerapan tata cara pemeliharaan dan penanganan hewan uji yang baku. Kesalahan dalam pemeliharaan, misalnya hewan uji dipelihara tanpa mengikuti aturan kebersihan sehingga sebagian hewan menjadi sakit, akan menghasilkan data penelitian yang bias. Dalam contoh di atas, data yang diperoleh menjadi “meragukan,” apakah benar-benar sebagai hasil pengaruh dari perlakuan yang diujikan atautkah karena pengaruh penyakit yang diderita hewan uji.

Hal yang sama berlaku dengan penanganan (*handling*) hewan uji. Yang dimaksud dengan penanganan (*handling*) adalah tata cara memperlakukan hewan uji selama percobaan berlangsung. *Handling* mencakup berbagai macam teknik seperti cara pengambilan hewan dari kandang, penandaan, pemberian perlakuan, pengorbanan, dan pengambilan cuplikan hayati (pengambilan darah, organ-organ). *Handling* harus dilakukan dengan tata cara yang baku untuk memastikan bahwa hewan uji diperlakukan dengan benar selama percobaan dan data yang diperoleh dapat dipertanggungjawabkan. *Handling* yang tidak tepat, misalnya cara memegang hewan uji yang keliru, dapat menyebabkan hewan uji stress sehingga sekresi hormon dan aktivitas fisiologisnya berubah yang pada akhirnya dapat mempengaruhi data percobaan.

Berhubung hewan mencit menjadi salah satu hewan uji yang paling banyak digunakan, maka para mahasiswa akan diperkenalkan dengan tata cara pemeliharaan dan penanganan hewan uji mencit.

Tata Cara Pemeliharaan Mencit

Prinsip paling mendasar dalam pemeliharaan hewan uji adalah menyediakan sebuah ruang yang cukup bagi individu atau sekelompok hewan uji dengan ketersediaan kelayakan dari segi kandang, pakan, minuman, dan perlakuan kasih sayang.



Kandang bagi mencit pada umumnya adalah wadah berbentuk kotak yang terbuat dari bahan plastik yang baik. Kandang diberi alas berupa sekam padi yang harus selalu diganti paling tidak sekali dalam 3 hari. Kandang-kandang sebaiknya ditempatkan pada rak. Ukuran kandang minimum yang diperlukan oleh hewan uji mencit adalah 200 cm^2 /hewan untuk kandang individual dan 60 cm^2 /hewan untuk kandang kelompok. Di dalam satu ruangan pemeliharaan dapat ditempatkan beberapa rak. Ruangan pemeliharaan harus memiliki ventilasi yang memadai agar terjadi pergerakan udara. Ruangan dengan udara yang diam karena kurang ventilasi menjadi rentan terhadap risiko berkembangnya bibit penyakit. Ruangan juga harus memiliki suhu yang baik untuk pemeliharaan mencit. Suhu maksimum untuk berbiak mencit adalah 30°C . Untuk menjaga suhu ruangan sebaiknya digunakan AC atau setidaknya kipas angin dengan aliran udara yang tidak terlalu kencang. Ruangan juga harus terhindar dari suara bising karena bising dapat menyebabkan hewan uji menjadi stress. Ruang pemeliharaan harus selalu dijaga dari debu, sampah, dan kotoran, agar kebersihan terjaga. Penyesuaian ruang pemeliharaan dengan cahaya juga harus dilakukan. Daur cahaya gelap terang untuk mencit adalah 10-12 jam.

Pakan mencit harus diperhatikan dari segi jenis dan jumlahnya. Pada dasarnya mencit dapat memakan makanan apa saja yang disukai manusia. Akan tetapi untuk tujuan penelitian, mencit sebaiknya diberi pakan baku dalam bentuk pelet yang diproduksi khusus untuk mencit dengan komponen nutrisi penyusunnya telah disesuaikan untuk pertumbuhan ideal mencit. Untuk mencit diperlukan 5-7 g pakan baku per hari. Minuman yang diberikan haruslah minuman yang sehat, berupa air yang terjaga kebersihannya dan ditempatkan di dalam botol minum yang sebaiknya dicuci paling tidak sekali tiga hari. Minuman diberikan secara *ad libitum* (tidak dibatasi jumlahnya, selalu tersedia pada saat mana pun hewan uji ingin minum).

Cara Kerja

1. Pekerjaan ini dilakukan secara berkelompok. Pergilah ke dalam ruang pemeliharaan hewan di Departemen Biologi USU. Lakukan pengamatan terhadap ruang pemeliharaan dan kandang secara terperinci. Ukurlah luas kandang-kandang mencit yang ada, ukur juga suhu ruangan, perhatikan faktor kebisingan, cahaya, ventilasi, makanan, minuman, dan segala hal lain yang



sudah dijelaskan dalam panduan ini. Jangan lupa untuk mengambil foto pengamatan Anda. Diskusikanlah hasil pengamatan dengan rekan Anda.

2. Buatlah laporan yang terperinci tentang hasil kunjungan Anda. Bagian mana yang paling perlu mendapatkan perhatian untuk meningkatkan kondisi ruang pemeliharaan hewan uji di Departemen Biologi FMIPA USU? Berikanlah saran yang konstruktif.

Tata Cara Handling Mencit

Mencit biasanya dipelihara di dalam kandang yang diletakkan di dalam ruang pemeliharaan. Untuk tujuan pemberian perlakuan, penimbangan berat badan, dan pengamatan morfologis, hewan-hewan uji harus diambil dari dalam kandang. Pengambilan mencit dari dalam kandang harus dilakukan dengan hati-hati, karena mencit dapat melompat keluar kandang atau menggigit jemari tangan Anda.

Cara Kerja

1. Bukalah sedikit tutup kandang dengan hati-hati, secukupnya saja hingga tangan kanan Anda dapat masuk ke dalam kandang. Setelah itu tangkap mencit dengan lembut dengan cara memegang ekor dan mengangkat tubuhnya. Tangkaplah pada bagian kira-kira 2-3 cm dari ujung ekor. Dengan cara ini mencit dapat dipindahkan.
2. Untuk tujuan pemberian perlakuan, mencit dapat dipindah ke atas lembaran kawat (tutup kandang) dengan tetap memegang ekornya dengan tangan kanan. Dengan menggunakan tangan kiri, cubit dengan lembut kulit tengkuk mencit dengan jari jempol dan telunjuk, telapak tangan dirapatkan sehingga tubuh mencit terjepit di dalamnya dengan lembut. Selanjutnya, gunakan jari kelingking tangan kiri Anda menjepit ekor seperti pada gambar.



TATA CARA PEMBERIAN PERLAKUAN PADA MENCIT

Pada percobaan biologi, sering kali suatu sediaan uji harus dimasukkan ke dalam tubuh mencit untuk mengamati efek yang ditimbulkannya. Pemberian perlakuan seperti bahan ekstrak tumbuhan, obat-obatan, agensia toksik, ataupun sediaan uji lain, dapat melalui jalur oral (p.o), intravena (iv), intraperitoneal (ip), intramuskular (im), dan subkutan (sc). Tabel di bawah adalah volume maksimum pemberian melalui berbagai jalur dan jenis jarum suntik yang digunakan.

Oral	Subcutaneous	Intraperitoneal	Intravenous	Intradermal	Intramuscular	Intracerebral	Intranasal
0.2	2-3 (scruff) 0.2 (inguinal)	2-3	0.2	0.05	0.05	<0.03	<0.02
<22 G	<25 G	<23 G	<25 G	<26 G	25-27 G	<27 G	

Source: Flecknell, 1987; Reeves *et al.*, 1991; Wolfensohn and Lloyd, 1994.

Cara Kerja

1. **Pemberian melalui jalur oral.** Alat yang dibutuhkan adalah spuit injeksi yang ujungnya diberi kanula. Isikan spuit dengan 0,25 ml larutan yang tersedia. Volume maksimum lambung mencit adalah 1 ml, oleh karena itu volume larutan yang ideal diberikan adalah sekitar 0,25-0,5 ml. Peganglah mencit dengan tangan kiri seperti pada gambar, ketatkan dan tarik tengkuk mencit ke belakang sambil tetap menahan ekornya dengan jari kelingking. Dengan cara ini mulut mencit akan terbuka. Dorong ujung spuit berkanula menelusur langit-langit mulut ke arah belakang sampai esofagus lalu semprotkan secara perlahan-lahan cairan uji. Setelah pemberian selesai tarik alat dari mulut mencit dan lepaskan mencit ke dalam kandang.





- 2. Pemberian intravena.** Untuk tujuan ini pertama sekali harus disediakan sangkar mencit (*mouse restrainer*) yang dibuat dari tabung berbahan plastik berdiameter sekitar 0,5 cm dengan lubang di kedua ujungnya. Dapat juga digunakan tabung spuit injeksi bekas. Pemberian dilakukan melalui vena ekor. Celupkan ekor mencit ke dalam air hangat agar terjadi dilatasi (pelebaran) vena ventralis. Setelah vena dilatasi, posisikan vena di bagian atas dan suntikkan larutan sejajar dengan vena. Perkirakan ujung jarum yang masuk sekitar 1 cm saja. Cara menyuntikkan bahan harus pelan-pelan mengikuti irama jantung, karena bahan Anda akan masuk langsung ke dalam aliran darah. Setelah selesai tarik jarum perlahan-lahan dan tekan tempat suntikan dengan kapas beralkohol.



- 3. Pemberian intramuskular.** Pemberian melalui jalur intramuskular dilakukan dengan cara menyuntikkan bahan langsung ke dalam jaringan otot mencit. Biasanya penyuntikan dilakukan di daerah otot paha. Tempatkan hewan di dalam *mouse restrainer*, usapkan kapas beralkohol ke daerah otot paha posterior. Suntikkan larutan uji pada daerah otot tersebut. Hati-hati untuk tidak menyuntik terlalu dalam (mengenai tulang) atau terlalu dangkal (sub kutan). Setelah selesai tarik jarum perlahan-lahan dan tekan tempat suntikan dengan kapas beralkohol.
- 4. Pemberian intraperitoneal.** Peganglah mencit dengan cara jepit tengkuk menggunakan tangan kiri. Ekor mencit dijepit dengan kelingking. Basahi daerah perut dengan kapas beralkohol. Suntikan dilakukan di daerah perut, sejajar dengan kaki kira-kira 1 cm di atas kelamin. Rongga peritoneal adalah suatu rongga tempat organ-organ dalam tubuh berada. Anda harus hati-hati agar suntikan tidak mengenai organ hati, usus, dan vesika urinaria. Untuk menghindari hal tersebut, pelajarilah terlebih dahulu susunan dan posisi organ-



organ dalam mencit. Memuasakan mencit beberapa jam sebelum penyuntikan intraperitoneal juga membantu memperlonggar rongga peritoneal. Posisi suntikan yang paling ideal adalah di kuadran kiri bawah abdomen, dan ujung jarum harus diperkirakan cukup menembus dinding abdominal saja untuk mencegah suntikan memasuki usus.

5. **Pemberian subkutan.** Suntikan subkutan biasanya dilakukan untuk penelitian imunologi. Suntikan dilakukan agar sediaan uji masuk ke bawah lapisan kulit. Daerah subkutan mudah didapat pada mencit, cukup dengan mengangkat bagian kulitnya saja dan daerah yang dituju adalah wilayah longgar pertemuan kulit dengan otot di bawahnya. Pemberian suntikan dilakukan dengan cara memegang tengkuk mencit dan penetrasi jarum dilakukan melalui sela-sela jepitan pada tengkuk. Semprotkanlah cairan di dalam spuit secara perlahan ke daerah bawah kulit tersebut. Setelah selesai tarik jarum perlahan-lahan dan tekan tempat suntikan dengan kapas beralkohol.



TATA CARA PENGAMBILAN CUPLIKAN HAYATI PADA MENCIT

Pada percobaan biologi yang menggunakan hewan uji mencit, setelah perlakuan diberikan sering kali harus dilakukan pengambilan cuplikan hayati untuk dapat memperoleh data tentang efek dari perlakuan yang telah diberikan tersebut. Cuplikan hayati selanjutnya diproses dengan metode-metode tertentu untuk mengetahui efek perlakuan, seperti efek fisiologis, efek anatomis atau histologis, efek molekuler, dan efek lainnya dari perlakuan.

Pengambilan darah mencit dapat dilakukan dari sinus orbital (mata), ujung ekor, vena saphenous (paha), dan jantung. Masing-masing cara memiliki tujuan sendiri-sendiri. Dari ujung ekor dan vena saphenous paha, masing-masing darah yang dapat diperoleh hanya kira-kira 0,1 ml saja. Volume ini sudah cukup untuk sampel darah yang dibutuhkan pada beberapa uji, misalnya pada pengukuran kadar gula darah menggunakan alat AccuCheck. Untuk volume yang lebih besar (hingga 0,5 ml), darah dapat diperoleh dari sinus orbital. Pada ketiga cara di atas, pengambilan darah dapat dilakukan secara berulang. Interval pengambilan sebaiknya mempertimbangkan pemulihan mencit dari luka pengambilan darah sebelumnya. Untuk kebutuhan darah dalam volume yang lebih besar (misalnya 1 ml), darah dapat diambil langsung dari jantung.

Pengambilan organ pada umumnya dilakukan setelah hewan uji dikurbankan. Istilah “dikurbankan” digunakan, karena hewan uji yang kita gunakan dalam percobaan memang menjadi kurban demi kepentingan kita memperoleh pengetahuan. Oleh karena itu, setiap peneliti dituntut untuk berempati menghargai pengorbanan hewan-hewan uji tersebut, antara lain dengan memperlakukan hewan uji dengan lembut dan penuh kasih sayang (tidak kasar apalagi sadis), mengurbankan (membunuh) hewan dalam keadaan tidak merasakan sakit dengan cara dibius terlebih dahulu. Untuk memastikan perlakuan yang baik pada hewan uji, suatu penelitian yang menggunakan hewan uji diwajibkan untuk mendapatkan surat persetujuan dari komisi etik penggunaan hewan dalam penelitian yang dibentuk khusus untuk tujuan tersebut di universitas atau lembaga penelitian. Di Universitas Sumatera Utara, kita telah memiliki komisi seperti itu.

Cara Kerja



1. **Pengambilan darah dari ujung ekor.** Masukkan mencit ke dalam *mouse restrainer*. Dengan menggunakan gunting yang tajam potong beberapa milimeter ujung ekor mencit, lakukan pemijatan lembut untuk mendorong darah bergerak ke arah luka. Ambil darah menggunakan mikropipet. Setelah selesai tekan-tekan ujung ekor dengan kapas beralkohol hingga pendarahan berhenti. Kembalikan mencit ke dalam kandang.



6. **Pengambilan darah dari vena saphenous paha.** Tangkap mencit dan masukkan ke dalam *mouse restrainer*. Biarkan paha yang akan diambil darah berada di luar tabung. Cukur bulu pada paha menggunakan pisau cukur. Setelah dicukur, cari vena saphenous yaitu pembuluh besar yang tampak dari permukaan kulit paha. Usapkan alkohol ke bagian paha tempat akan diambil darahnya. Setelah itu oleskan vaselin ke permukaan kulit untuk mengurangi penjendalan dan pembekuan darah selama proses pengambilan. Tusuk vena dengan jarum suntik lalu gunakan mikropipet untuk menghisap darah yang keluar. Setelah pengambilan darah selesai lipat kaki mencit untuk mengurangi aliran darah ke luka dan tekan tempat suntikan dengan kapas beralkohol hingga perdarahan berhenti. Kembalikan mencit ke dalam kandang.



7. **Pengambilan darah dari sinus orbital.** Ambil mencit dari kandang dan pegang dengan cara jepit tengkuk. Sediakan tabung penampung darah



berheparin (tabung ependorf kecil). Ambil pipa kapiler dan tusukkan perlahan-lahan pada vena optalmikus yang terdapat di sudut mata. Putar pipa kapiler perlahan-lahan sampai darah terlihat keluar dan naik memenuhi pipa kapiler. Tampung darah yang keluar dan

hentikan apabila volume darah yang dibutuhkan telah mencukupi, dengan cara mencabut pipa kapiler tadi. Bersihkan dengan kapas steril sisa darah yang terdapat pada mata.



8. **Pengambilan darah dari jantung.** Pengambilan darah dari jantung dilakukan pada mencit yang terlebih dahulu dibius. Bius mencit dengan chloroform. Caranya, tempatkan mencit di dalam botol berisi kapas yang telah dibasahi dengan kloroform. Usap daerah toraks mencit dengan kapas yang telah dibasah dengan alkohol. Raba daerah toraks mencit dan temukan wilayah . dengan denyutan terkuat. Di daerah dengan palpitasi terkuat tersebut adalah posisi jantung berada. Tusuk daerah tersebut dengan jarum suntik dan tarik pendorong spuit untuk menghisap darah secara perlahan. Dengan cara cardiac puncture ini dapat diperoleh darah hingga volume 1 ml dalam sekali pengambilan. Setelah selesai, tekan dengan lembut bekas suntikan dengan menggunakan kapas yang dibasahi dengan alkohol. Biarkan mencit sadar lalu kembalikan ke dalam kandang. Seringkali pengambilan darah dari jantung dilakukan pada akhir percobaan dan persamaan dengan pengambilan cuplikan



organ. Dalam hal tersebut pengambilan darah dari jantung dapat dilakukan langsung setelah mencit dibedah dan bagian toraks sudah dibuka.



9. **Pengorbanan mencit secara dislokasi leher.** Sebelum pengambilan cuplikan organ, biasanya mencit dikorbankan terlebih dahulu. Terdapat beberapa cara pengorbanan mencit, antara lain secara kimiawi dengan menggunakan eter atau CO₂ di dalam wadah khusus yang tertutup, dan cara fisik yang disebut dengan dislokasi leher (*cervical dislocation*). Untuk dislokasi leher, pegang mencit pada ekornya dengan tangan kanan dan letakkan pada lembar kawat kasar. Letakkan suatu penahan (misalnya gagang skalpel) pada tengkuk mencit dan tarik ekor mencit dengan kuat sampai tulang leher mencit terlepas. Cara ini telah diperbaiki karena dianggap menyebabkan kesakitan pada mencit. Dalam hal tidak akan mengganggu akurasi data percobaan, mencit disarankan untuk dibius terlebih dahulu sebelum pengorbanan dengan cara dislokasi leher dilakukan.
10. **Pengambilan organ.** Korban mencit dengan cara dislokasi leher. Letakkan mencit di atas bak bedah dalam posisi terlentang. Rentangkan keempat kaki dan tancapkan ke dasar bak bedah dengan menggunakan jarum pentul. Basahi daerah perut dengan air. Berikutnya, angkat kulit perut dengan pinset di daerah garis tengah tubuh, kemudian potong kulit dan otot perut dengan gunting. Bukalah rongga perut dengan hati-hati. Anda akan mengerjakan pengambilan cuplikan organ, pencucian di dalam larutan fisiologis, dan penyimpanan dalam larutan fiksatif formalin 10%.
 - a. Angkat seluruh bagian usus ke dalam cawan petri berisi larutan fisiologis lalu rentangkan. Potong cuplikan lambung, duodenum, jejunum, dan ileum. Bersihkan cuplikan tersebut lalu masukkan ke



dalam tabung berisi formalin 10%. Volume formalin paling tidak 3 kali volume cuplikan organ.

- b. Buka rongga dada dan pisahkan hati yang melekat. Balikkan hati dan potong pada jaringan pengikatnya. Ambil cuplikan hati, bersihkan dengan larutan fisiologis lalu masukkan ke dalam tabung berisi formalin.
- c. Setelah hati di ambil, akan tampak limfa, pankreas dan ginjal. Ambillah cuplikan organ-organ tersebut, lakukan pencucian dan penyimpanan dalam formalin seperti langkah sebelumnya.
- d. Selanjutnya ambil uterus, ovarium atau testis, yang letaknya di bagian bawah rongga abdomen.
- e. Dari rongga jtoraks ambil cuplikan paru dan jantung.
- f. Selanjutnya buka kulit di atas rongga dada hingga mencapai pangkal trakhea. Ambil cuplikan organ tiroid. Tiroid adalah sepasang kelenjar yang menempel di pangkal trakhea, dapat diambil keduanya bersama dengan potongan trakhea atau hanya tiroidnya saja.