



ქეთევან ღამბაშიძე, ლუიზა გაბუნია

**ლაბორატორიაში მუშაობის და ექსპერიმენტულ
ცხოველებზე წარმოებული კვლევის საკვანძო
საკითხები**

(მეთოდური რეკომენდაციები)

**თბილისის სახელმწიფო სამედიცინო უნივერსიტეტი,
სამეცნიერო უნარ-ჩვევების ცენტრი**



თბილისი, 2021 წელი

**ლაბორატორიაში მუშაობის და ექსპერიმენტულ ცხოველებზე
წარმოებული კვლევის საკვანძო საკითხები.**
(მეთოდური რეკომენდაციები უმაღლესი სამედიცინო
სასწავლებლის სტუდენტებისთვის).

ავტორები:

ქეთევან ღამბაშიძე - თსსუ-ის პათოფიზიოლოგიის დეპარტამენტის ასოცირებული პროფესორი, თსსუ-ის ცხოველებზე წარმოებული კვლევის ეთიკის კომიტეტის თავმჯდომარე, მედიცინის მეცნიერებათა დოქტორი;

ლუიზა გაბუნია - თსსუ-ის სამედიცინო ფარმაცოლოგიის დეპარტამენტის ასოცირებული პროფესორი, სამეცნიერო უნარ-ჩვევების ცენტრის დირექტორი, ბიოსამედიცინო კვლევების განვითარების ასოციაციის პრეზიდენტი, მედიცინის აკადემიური დოქტორი;

რედაქტორები:

სოფიო ხახტაძე - თსსუ-ის ვიცე-რექტორი მეცნიერების მიმართულებით, ასოცირებული პროფესორი;

კარენ მულკიჯანიანი - თსსუ-ის იოველ ქუთათელაძის ფარმაცოქიმიის ინსტიტუტის კლინიკამდელი ფარმაცოლოგიური კვლევის დეპარტამენტის ხელმძღვანელი, საქართველოს ლაბორატორიულ ცხოველების მეცნიერებათა ასოციაციის პრეზიდენტი;

მანანა ღონღაძე - თსსუ-ის სამედიცინო ფარმაცოლოგიის დეპარტამენტის ასისტენტ პროფესორი, მედიცინის აკადემიური დოქტორი.

Key Issues Of Laboratory Work And Research On Experimental animals
(Methodical recommendations). Tbilisi State Medical University.

Scientific Research Skills Center

Ketevan Ghambashidze, Luiza Gabunia.

ISBN 978-9941-8-3170-6

© საავტორო უფლებები დაცულია. წიგნში შეტანილი მასალა არ შეიძლება გადატანილი იქნეს ელექტრონულ, ან ჩვეულებრივ ბეჭდურ ფორმაში ავტორების წერილობითი თანხმობის გარეშე. საავტორო უფლებების დარღვევა ისჯება კანონით.

ავტორებისგან

წარმოდგენილი მეოღური რეკომენდაციები ითვალის-
წინებს ლაბორატორიული მუშაობის და ექსპერიმენტულ
ცხოველებზე წარმოებული კვლევის ძირითადი პრინცი-
პებისა და მოთხოვნების გაცნობა-შესწავლას. კერძოდ,
ლაბორატორიაში უსაფრთხო მუშაობის და ქცევის წესებს,
დეზინფექციის და სტერილიზაციის საკითხებს, ბაზისურ
ლაბორატორიულ პროცედურებს, ექსპერიმენტულ კვლევას,
დაავადებების ექსპერიმენტულ მოდელირებას, ლაბორატორიული
ცხოველების მოვლის და შენახვის პირობებს, მათზე სხვადასხვა
მანიპულაციების ჩატარების წესებს, ანესთეზიისა და ეუთანაზიის
საკითხებს.

მკითხველი, ასევე გაეცნობა მკვლევარის მიერ ცხოველებზე
წარმოებული კვლევის ეთიკის კომიტეტში წარსადგენ დოკუ-
მენტაციას ექსპერიმენტში ცხოველების გამოყენების ნებართ-
ვისთვის; ლაბორატორიული ცხოველების კვლევაში გამოყენების
აუცილებლობის საკითხებს მეცნიერების განვითარების, საზო-
გადოების ჯანმრთელობისა და კეთილდღეობისთვის მნიშვნელო-
ვანი შედეგების მიღების და ამ შედეგების პრაქტიკაში გამოყენების
მიმართულებით.

ყოველივე ზემოაღნიშნული დაეხმარება და მნიშვნელოვანი
გზამკვლევი იქნება სტუდენტებისთვის, ახალგაზრდა მეცნიერე-
ბისთვის, დოქტორანტების და ბიოსამედიცინო კვლევებით დაინ-
ტერესებული პროფესიონალებისთვის.

შინაარსი:

1. ექსპერიმენტული კვლევა.	6
2. ლაბორატორია. ლაბორატორიაში მუშაობის წესები.	8
3. ლაბორატორიის დიზაინი და სამუშაო არეები.	12
4. ლაბორატორიაში ქვევის წესები და პირადი დაცვა. ხელების დაბანა/ხელების დეკონტამინაცია. საგანგებო შემთხვევების პროცედურები.	15
5. როგორ გავრეცხოთ ლაბორატორიული ჭურჭელი. სპეციალური ჭურჭლის გარეცხვა.	20
6. დეზინფექცია და სტერილიზაცია.	22
7. ნარჩენებთან მოპყრობა.	25
8. ბაზისური ლაბორატორიული პროცედურები და მათი უსაფრთხოდ ჩატარების წესები.	26
9. ექსპერიმენტული კვლევა/ტესტირება. უნდა გამოიყენებოდეს თუ არა ცხოველები კვლევაში.	36
10. ცხოველებზე წარმოებული კვლევის ეთიკის კომიტეტი და მკვლევარის მიერ ეთიკის კომიტეტში წარსადგენი დოკუმენტაცია, ექსპერიმენტში ცხოველების გამოყენების ნებართვისთვის.	40
11. ექსპერიმენტში გამოყენებული ლაბორატორიული ცხოველები.	42
12. ლაბორატორიული ცხოველების შენახვის და მოვლის პირობები.	44
13. ლაბორატორიულ ცხოველებზე ექსპერიმენტების ჩატარების ეთიკის ნორმები: - „3 R“-ის პრინციპი; - ეთიკის კომიტეტი.	53
14. ლაბორატორიულ ცხოველებთან მოპყრობის და მანიპულაციების ჩატარების წესები:	

- ხელში დაჭერა;	
- ფიქსაცია;	
- ინექციები;	
- წამლის ადმინისტრირება (პერორული, ინტრავენური, ინტრაპერიტონეული);	
- სისხლის აღება.	54
15. დაავადების მოდელირება ლაბორატორიულ ცხოველებში. .	67
16. ლაბორატორიულ ცხოველებზე განხორციელებული ინვაზიური/ქირურგიული პროცედურები და ჩატარების წესები:	
- საოპერაციოს მომზადება;	
- ხელების დამუშავება ოპერაციის წინ;	
- ასეპტიკა;	
- ანტისეპტიკა;	
- საოპერაციო არეს მომზადება;	
- ქირურგიული იარაღების სტერილიზაცია;	
- გაუტკივარება - ანესთეზია (ადგილობრივი და ზოგადი);	
- სანარკოზე საშუალებების ორგანიზმში შეყვანის გზები;	
- ადგილობრივი საანესთეზიო საშუალებების ორგანიზმში შეყვანის გზები.	75
17. ლაბორატორიული ცხოველების ეუთანაზია (ეუთანაზიის მეთოდები).	85
18. დანართები.	87
19. გამოყენებული ლიტერატურა.	120

1. ექსპერიმენტული კვლევა.

მეცნიერების ნებისმიერ სფეროში წარმატებების მისაღწევად აუცილებელია სისტემატური სამეცნიერო კვლევების ჩატარება. სამეცნიერო კვლევა გულისხმობს ლოგიკურ აზროვნებას, თეორიების, იდეების შეჯერებას და ახალი ჰიპოთეზის ფორმულირებას.

ჰიპოთეზა არის მეცნიერული ვარაუდი, რომელიც გამოიყენება გარკვეული მოვლენების ასახსნელად და მოითხოვს ვერიფიცირებას. ჰიპოთეზის საშუალებით, გარკვეული ფაქტების საფუძველზე, კეთდება დასკვნა ცალკეული ობიექტის, ან მოვლენის მიზეზის შესახებ. იგი არის ნებისმიერი მეცნიერული კვლევა-ძიების აუცილებელი შემადგენელი კომპონენტი.

კვლევა არის კრიტიკული სამეცნიერო ძიების პროცესი, რომელიც მიმართულია რაიმე ფაქტის აღმოსაჩენად და საჭიროებს საგნის თანმიმდევრულ განხილვას და შესწავლას.

კვლევის დაწყებამდე საჭიროა:

- კვლევის საკითხზე ორიენტირება;
- კვლევის ზოგადი სფეროს, პრიორიტეტული მიმართულების განსაზღვრა;
- კვლევის შესრულებადობის განსაზღვრა.

კვლევის მიზნებიდან გამომდინარე არსებობს:

- ფუნდამენტური კვლევები;
- გამოყენებითი კვლევები.

ფუნდამენტური კვლევის მთავარი მიზანია თეორიული ცოდნის გაღრმავება, ხოლო გამოყენებითი კვლევის - შედეგების პრაქტიკული გამოყენება.

სამეცნიერო კვლევის ხანგრძლივობის მიხედვით არსებობს:

- ხანგრძლივი;
- ხანმოკლე;
- ექსპრეს კვლევები.

არსებობს აგრეთვე მულტი- და ინტერდისციპლინური კვლევები, რაც გულისხმობს რამდენიმე დისციპლინის გამოყენებას ერთი საერთო პრობლემის გადასაწყვეტად.

მულტიდისციპლინურობა გულისხმობს შორს მდგომი დარგების (მაგალითად, ბიოლოგია და ისტორია) კომბინაციას, მაშინ როდესაც, ინტერდისციპლინურში, უფრო ახლო მდგომი დისციპლინებში (მაგალითად, ბიოქიმია და გენეტიკა) მკვლევარების ერთობლივი მუშობა იგულისხმება.

სამეცნიერო კვლევა მოიცავს შემდეგ ეტაპებს:

1. კვლევის პრობლემის შერჩევა, პრობლემის გარშემო არსებული კვლევებისა და თეორიების ანალიზი, პრობლემის დაყენება;
2. პრობლემის მკაფიო, სამეცნიერო საკითხის სახით დასმა;
3. სამეცნიერო ჰიპოთეზის ფორმულირება;
4. კვლევის დაგეგმვა, კვლევის დიზაინის შემუშავება, მიზნების, კონკრეტული ამოცანებისა და მეთოდების განსაზღვრა;
5. სამეცნიერო კვლევის მონაცემების მოპოვება და ორგანიზება;
6. შედეგების ანალიზი და ინტერპრეტაცია, რასაც მოჰყვება ჰიპოთეზის დადასტურება/უარყოფა დადასტურებულ სამეცნიერო საკითხზე პასუხის გაცემა;

7. შედეგების წარდგენა შესაბამისი ფორმით;
8. შესაძლოა მიღებულმა შედეგებმა ახალი საკვლევო პრობლემები წამოჭრას, რაც ახალი კვლევის დაგეგმვა/ჩატარებას განაპირობებს.

2. ლაბორატორია. ლაბორატორიაში მუშაობის წესები.

ბიოსამედიცინო კვლევები ტარდება ლაბორატორიებში. ლაბორატორია არის სათანადოდ აღჭურვილი სპეციალური შენობა, ან ოთახი, სადაც სხვადასხვა სახის ცდა და დაკვირვება ტარდება სადიაგნოსტიკო, კვლევითი, ან სასწავლო მიზნით.

კვლევის სფეროდან გამომდინარე არსებობს სხვადასხვა ტიპის და შესაბამისი აღჭურვილობის ლაბორატორიები. მაგალითად: ბიოქიმიური, მიკრობიოლოგიური, პათომორფოლოგიური, ეკოლოგიური ფაქტორების ზემოქმედების შემსწავლელი, ელექტროფიზიოლოგიური და სხვა.

სამეცნიერო-კვლევით ლაბორატორიაში სტუდენტებს საშუალება აქვთ უშუალო მონაწილეობა მიიღონ კვლევით საქმიანობაში და აითვისონ შესაბამისი ლაბორატორიულ-მეთოდოლოგიური, სამეცნიერო-კვლევითი საქმიანობის განხორციელებისთვის საჭირო უნარ-ჩვევები.

ლაბორატორიაში უსაფრთხო მუშაობისთვის საჭიროა ლაბორატორიების კლასიფიცირება, შესაბამისი აღჭურვა, სამუშაო რეგულაციების განსაზღვრა და ლაბორატორიაში მომუშავე პერსონალის წინასწარი მომზადება.

ლაბორატორიის სპეციალური აღჭურვა, რეგულაციები და მათი მკაცრად დაცვა განსაკუთრებით მნიშვნელოვანია ინფექციურ აგენტებთან მუშაობის შემთხვევაში. ჯანმრთელობის დაცვის შესახებ საქართველოს კანონის მიხედვით, განსკუთრებით საშიში

პათოგენები არის განსაკუთრებით საშიში ინფექციების გამომწვევი, მღალი კონტაგიოზურობის მქონე ბიოლოგიური აგენტები და ტოქსინები, რომლებსაც შეუძლიათ მძიმე ზიანი მიაყენონ საზოგადოებრივ ჯანმრთელობასა და უსაფრთხოებას.

პათოგენური ბიოლოგიური აგენტები საშიშროების ხარისხის მიხედვით კლასიფიცირდება რისკ-ჯგუფებად.

არსებობს ოთხი რისკ-ჯგუფი:

პირველი - არავითარი, ან მცირე ინდივიდუალური და საზოგადოებრივი რისკი. (მიკროორგანიზმები, რომლებიც არ უნდა იწვევდნენ დაავადებას ადამიანში, ან ცხოველში);

მეორე - ზომიერი ინდივიდუალური და მცირე საზოგადოებრივი რისკი. (პათოგენები, რომლებსაც შეუძლიათ გამოიწვიონ დაავადება ადამიანში, ან ცხოველში, მაგრამ სერიოზულ საფრთხეს არ უქმნის ლაბორატორიის მუშაკებს, საზოგადოებას, საქონელს, ან გარემოს. ლაბორატორიაში ინფიცირების შემთხვევაში, შეიძლება გამოიწვიოს სერიოზული ინფექცია, მაგრამ არსებობს და ხელმისაწვდომია მკურნალობისა და პრევენციის ეფექტური საშუალებები და ინფექციის გავრცელების რისკი ნაკლებია);

მესამე - მაღალი ინდივიდუალური და ზომიერი საზოგადოებრივი რისკი. (პათოგენი, რომელიც ადამიანებში და ცხოველებში იწვევს სერიოზულ დაავადებას, მაგრამ ერთი ინფიცირებულიდან მეორეს არ გადაეცემა; მკურნალობისა და პრევენციის ეფექტური საშუალებები ხელმისაწვდომია);

მეოთხე - მაღალი ინდივიდუალური და საზოგადოებრივი რისკი. (პათოგენი, რომელიც ადამიანებში და ცხოველებში იწვევს სერიოზულ დაავადებას და ერთი ინფიცირებულიდან მეორეს ადვილად გადაეცემა პირდაპირი, ან არაპირდაპირ გზით; მკურნალობისა და პრევენციის ეფექტური საშუალებები ჩვეულებრივ ხელმისაწვდომი არაა).

ბიოუსაფრთხოების დონეს განსაზღვრავს სათავსოს დიზაინი, კონსტრუქცია, დაცულობა, აღჭურვილობა, საქმიანობა და საოპერაციო პროცედურები, რომლებიც მოითხოვება სხვადასხვა რისკის ჯგუფის აგენტებთან სამუშაოდ.

ლაბორატორიები კლასიფიცირებულია, როგორც:

- საბაზისო – ბიოუსაფრთხოების დონე-1;
- საბაზისო – ბიოუსაფრთხოების დონე-2;
- დაცული – ბიოუსაფრთხოების დონე-3;
- მაქსიმალური დაცვა – ბიოუსაფრთხოების დონე-4.

თითოეულ ჯგუფს (პირველის გარდა) შესწევს უნარი გამოიწვიოს ადამიანისა და ცხოველის მძიმე, ხშირად განუკურნებელი (მეოთხე რისკ-ჯგუფის შემთხვევაში) დაავადებები, რომელთა გადატანა შესაძლებელია ერთი ინდივიდიდან მეორეზე, ან ცხოველიდან ადამიანზე (ან პირიქით) შემთხვევითი კონტაქტების გზით.

პირველი დონე არ მოითხოვს იზოლირებულ შენობას, სამუშაო შესაძლოა განხორციელდეს ჩვეულებრივ ლაბორატორიაში, ტარდება სტანდარტული მიკრობიოლოგიური პროცედურები. მუშაობისას ადამიანის დაავადების შემთხვევა დარეგისტრირებული არ არის (დანართი N2).

მეორე დონე გულისხმობს ცნობილი მიკროორგანიზმების ფართო სპექტრთან მუშაობას; მიეკუთვნება ზომიერი რისკის ჯგუფს, რომელიც ადამიანებში საშუალო დონის სიმძიმის დაავადებებს იწვევს. ამ დონისთვისაც არ არის აუცილებელი სპეციალური შენობა, მაგრამ უსაფრთხოების ზომები აქ უფრო მეტად არის დაცული.

მესამე დონეზე მუშაობას უსაფრთხოების მიზნით, ცალკე შენობა, თანამედროვე აპარატურა და სპეციალური აღჭურვილობა ესაჭიროება. ლაბორატორიაში მუშაობა მიდის ენდემურ და ეგზოტიკურ მიკროორგანიზმებთან. ისინი ჰაერ-წვეთოვანი გზით გადადიან და ადამიანებში იწვევენ მძიმე დაავადებებს, რომლებიც უმეტეს შემთხვევებში სიკვდილით სრულდება. მესამე დონის ლაბორატორიაში დიდი ყურადღება ექცევა არამარტო პერსონალის, არამედ საზოგადოების და გარემოს დაცვას. აუცილებელია სამუშაოები ჩატარდეს ბიოლოგიური უსაფრთხოების I და II კლასის კაბინებში (ბოქსებში).

მეოთხე დონეზე სამუშაო პირობები, აპარატურა და ტექნოლოგიური აღჭურვილობა განსაკუთრებულია. საქმე გვაქვს ძალიან საშიშ და ეგზოტიკური მიკროორგანიზმების შტამებთან, რომელიც ადამიანის ჯანმრთელობისთვის და სიცოცხლისთვის მაღალ საფრთხეს შეიცავენ. დაავადებების გადაცემა ხდება ჰაერწვეთოვანი, ან კიდევ უცნობი გზებით და არ ექვემდებარება ვაქცინურ და მედიკამენტოზურ მკურნალობას. ლაბორატორია აუცილებელია განთავსდეს სრულად იზოლირებულ ადგილას და მასში შესვლა მკაცრად იყოს შეზღუდული. სამუშაოები ტარდება ბიოლოგიური უსაფრთხოების III კლასის კაბინებში.

3. ლაბორატორიის დიზაინი.

1. ლაბორატორიული სამუშაოებისათვის უნდა იყოს საკმარისი ფართობი;
2. თვალსაჩინო ადგილას უნდა იყოს განთავსებული ლაბორატორიაში მუშაობის და ქცევის წესები;
3. კედლები, ჭერი და იატაკი უნდა იყოს გლუვი, ადვილად გასაწმენდი, ლაბორატორიაში ჩვეულებრივ გამოყენებული ქიმიური ნივთიერებებისა და სადეზინფექციო საშუალებების მიმართ მდგრადი;
4. ლაბორატორიული ავეჯი უნდა იყოს მყარი; მაგიდების ზედაპირი წყალგაუმტარი და სადეზინფექციო საშუალებების, მჟავების, ტუტეების, ორგანული გამხსნელებისა და ზომიერად გაცხელების მიმართ მდგრადი;
5. განათება ყველა საქმიანობისთვის უნდა იყოს ადეკვატური;
6. ყველა ლაბორატორიული ოთახი უზრუნველყოფილი უნდა იყოს გამდინარე წყლიანი ხელსაბანი ნიჟარებით;
7. ლაბორატორიის კარები უმჯობესია თავად იხურებოდეს;
8. ავტოკლავი, ან დეკონტამინაციის რაიმე სხვა საშუალება უნდა მდებარეობდეს ლაბორატორიასთან სათანადო სიახლოვეს;
9. გარეთ სასიარულო ტანსაცმლისა და პირადი ნივთების შესანახი სათავსო სამუშაონაწილის გარეთ უნდა მდებარეობდეს;
10. საკვებისა და სასმელის მისაღები სათავსო და დასასვენებელი ადგილი სამუშაო ნაწილის გარეთ უნდა მდებარეობდეს;
11. ლაბორატორიის გარეთ უნდა იყოს საწყობი, სადაც უსაფრთხოდ შეინახება გამხსნელები, ნივთიერებები და კომპრესირებული და/ან ხსნარის მდგომარეობაში მყოფი აირები;
12. უსაფრთხოების სისტემები უნდა მოიცავდეს ხანძარსაწინააღმდეგო, ავარიულ შხაპს და თვალსაბან საშუალებებს;

13. უნდა არსებობდეს სათანადოდ აღჭურვილი პირველადი დახმარების აღმოჩენის ოთახი.

ლაბორატორიის დაგეგმვის დროს უნდა გავითვალისწინოთ:

1. ვენტილაციის მექანიკური სისტემა, რომელიც ჰაერის რეცირკულაციის გარეშე შიგნით შემოდინებას უზრუნველყოფს; ფანჯრები უნდა იღებოდეს და მათ უნდა ჰქონდეს მწერებისაგან დამცავი ბადეები;
2. აუცილებელია კარგი ხარისხის წყლის მიწოდების საიმედო სისტემა; ლაბორატორიული და სასმელი წყლის მიწოდების წყაროები არ უნდა იკვეთებოდეს; წყლის საზოგადოებრივი სისტემის დაცვის მიზნით უნდა დაყენდეს უკუდინების საწინააღმდეგო მოწყობილობა;
3. უნდა არსებობდეს ელექტროენერგიის მიწოდების საიმედოდა ადეკვატური სისტემა, ასევე, საავარიო განათება და გენერატორი.

ლაბორატორიის სამუშაო არეები.

ადამიანური შეცდომები, მოძველებული ტექნიკა და მისი არასწორად გამოყენება არის ლაბორატორიული შემთხვევების უმრავლესობის და მათთან დაკავშირებული ინფექციების ძირითადი მიზეზი. ამიტომ, ლაბორატორიაში უსაფრთხო მუშაობისათვის უნდა ვიცოდეთ ლაბორატორიის ნორმალური სამუშაო მდგომარეობის პირობები და მუშაობის წესები:

ლაბორატორიაში მუშაობის წესები:

1. ლაბორატორია უნდა იყოს სუფთა, დალაგებული და იქ არ უნდა ინახებოდეს ნივთები, რომლებიც სამუშაოსთან არ არის დაკავშირებული;
2. ყოველი ცდის ჩატარების შემდეგ საჭიროა გამოყენებული ჭურჭლის გარეცხვა, ხოლო პოტენციურად საშიში მასალის ხმარების შემდეგ უნდა ხდებოდეს სამუშაო ზედაპირების დეკონტამინაცია;
3. პოტენციურად საშიში მასალის ყოველი ხმარების შემდეგ და სამუშაო დღის ბოლოს, უნდა ხდებოდეს სამუშაო ზედაპირების და ჭურჭლის დეკონტამინაცია (დეკონტამინაციის ყველა პროცესს შორის უპირატესობა ორთქლით ავტოკლავირებას ენიჭება);
4. ლაბორატორიაში არსებული ნივთიერებები მომწამვლელი და ცხლსაშიშია, ამიტომ აუცილებელია სიფრთხილე და ქიმიური ნივთიერებების ეტიკეტირება;
5. ეტიკეტირებისთვის უნდა გამოვიყენოთ წყალგამძლე მარკერი და ისეთი ეტიკეტები, რომელიც კარგად ეკვრება ჭურჭელს;
6. ეტიკეტზე მითითებული წარწერა უნდა დაიბეჭდოს, ან დაიწეროს გარკვევით; დაუყონებლივ უნდა გამოიცვალოს დაზიანებული, ან ნახევრად მიკრული ეტიკეტი;
7. ინფექციური მასალის შეფუთვა და ტრანსპორტირება უნდა ტარდებოდეს ეროვნული და/ან საერთაშორისო რეგულაციების შესაბამისად;
8. ავტოკლავებიანი ბიოლოგიური უსაფრთხოების კაბინეტები, გამოყენებამდე უნდა შემოწმდეს სათანადო მეთოდებით;
9. ხელახალი სერტიფიკაცია უნდა ტარდებოდეს რეგულარული ინტერვალებით, მწარმოებლის ინსტრუქციების შესაბამისად.

4. ლაბორატორიაში ქცევის წესები და პირადი დაცვა.

- ლაბორატორიაში მარტო, ხელმძღვანელის/ინსტრუქტორის გარეშე შესვლა არ შეიძლება; ყოველთვის უნდა იმუშავოთ მოცემული ინსტრუქციის თანახმად;
- ყურადღებით წაიკითხეთ ყველა ინსტრუქცია. თუ რომელიმე ინსტრუქცია, ან პროცედურა გაუგებარია, ჰკითხეთ ხელმძღვანელს/ინსტრუქტორს სამუშაოს დაწყების წინ;
- ლაბორატორიაში მუშაობის დროს ყოველთვის უნდა გეცვათ ლაბორატორიული ხალათი, კომბინეზონი, ან ფორმა და ერთჯერადი ბაზილები;
- უნდა გეცვათ დახურული ფეხსაცმელი; გრძელი თმა უნდა შეიკრათ და არ გამოიყენოთ სამკაული;
- ხელთათმანების ხმარება საჭიროა ცხოველებთან, ან პირდაპირი კონტაქტის და ყველა იმ პროცედურის შემთხვევაში, რომელთაც შესაძლოა მოყვეს სისხლთან, სხეულის სითხეებთან, ან სხვა პოტენციურად ინფექციურ მასალასთან პირდაპირი კონტაქტი;
- ხმარების შემდეგ, ხელთათმანები და ბაზილები ასეპტიკურად უნდა გაიხადოთ და დაიბანოთ ხელი ლაბორატორიის დატოვებამდე;
- ნახშირი ერთჯერადი ხელთათმანები და ბაზილები უნდა გადაიყაროს ლაბორატორიულ ნარჩენებთან ერთად (შუშის ჭურჭლის, ინსტრუმენტებისა და ლაბორატორიული ტანსაცმლის უმეტესობა მრავალჯერადი ხმარებისაა, ან შეიძლება მისი გადამუშავება);
- თვალებისა და სახის, შხეფების, ან ხელოვნური ულტრათისფერი გამოსხივების წყაროსაგან დასაცავად, უნდა

იხმართ უსაფრთხოების სათვალეები, ნიღბები (სახის ფარები) და სხვა დამცავი საშუალებები;

- დაუშვებელია უცნობი ნივთიერების შეხება, დაყნოსვა, ან გემოს გასინჯვა;
- მოერიდეთ ნივთიერებების ორთქლის შესუნთქვას;
- თუ რომელიმე ნივთიერება დაგესხათ კანზე, დაუყოვნებლივ ჩამოიბანეთ დიდი რაოდენობა წყლით;
- გაცხელების დროს არასოდეს მიმართოთ სინჯარის პირი თქვენკენ, ან სხვისკენ;
- დარწმუნდით, რომ ზუსტად იცით, თუ სად მდებარეობს პირველადი დახმარების ნაკრები, ცეცხლსაქრობი, უსაფრთხოების შხაპი, თვალების დასაბანი;
- სპირტქურასთან ახლოს ადვილად აალებადი სხეულების (მაგ. ქაღალდი) დადება არ შეიძლება;
- მკაცრად აკრძალულია ლაბორატორიული ტანსაცმლით ლაბორატორიის გარეთ გასვლა;
- აკრძალულია ლაბორატორიის სამუშაო არეებში სირბილი, ჭამა, სმა, მოწევა, კოსმეტიკისა და საკონტაქტო ლინზების გამოყენება, საჭმლის შენახვა;
- ლაბორატორიული ტანსაცმელი არ უნდა ეკიდოს იმ კარადებში, სადაც ქუჩაში სასიარულო ტანსაცმელი კიდია;
- ლაბორატორია/სამუშაო ოთახი ყოველთვის კარგად უნდა ნიავედებოდეს;

განსაკუთრებით მკაცრად უნდა დავიცვათ უსაფრთხოების წესები ინფექციურ აგენტებთან კონტაქტის შემთხვევაში. ინფექციური მასალის ყველა გაჟონვა, უბედური შემთხვევა და აშკარა, ან პოტენციური ექსპოზიცია დაუყოვნებლივ უნდა მოხსენდეს ლაბორატორიის ხელმძღვანელს. კონტამინირებული სითხეების

სანიტარულ კანალიზაციაში გადასხმამდე უნდა ჩატარდეს მათი დეკონტამინაცია (ქიმიურად, ან ფიზიკურად).

ლაბორატორიიდან სასურველია გამოტანილი იყოს წერილობითი დოკუმენტაცია, რათა თავიდან იქნას აცილებული მისი კონტამინაცია.

ხელების დაბანა/ხელების დეკონტამინაცია.

ლაბორატორიული პროცედურების დროს შესაძლებელია ადგილი ჰქონდეს ხელების კონტამინაციას. ხელები აგრეთვე შეიძლება დააზიანოს “ბასრმა” საგნებმა. ხელების დასაცავად ბიოლოგიური საფრთხის შემცველი მასალისაგან, საჭიროა შესაბამისი ხელთათმანების ხმარება, მაგრამ ეს არ ნიშნავს, რომ ლაბორატორიის პერსონალს ხელების რეგულარულად და სწორად დაბანა აღარ ესაჭიროება.

ხელის დაბანა საჭიროა ბიოლოგიური საფრთხის შემცველ მასალასთან და ცხოველებთან მოპყრობის შემდეგ, ლაბორატორიის დატოვების წინ. ბევრ სიტუაციაში ხელების დეკონტამინაციისათვის საკმარისია ჩვეულებრივი საპნითა და წყლით ხელების კარგად დაბანა, მაგრამ მაღალი რისკის შემცველ სიტუაციებში რეკომენდებულია გერმეციდული საპნის გამოყენება.

ხელები კარგად უნდა გაისაპნოს, გაიხეხოს 10 წამის განმავლობაში მაინც, გაეცლოს სუფთა წყალი და შემშრალდეს ქაღალდის ან ქსოვილის სუფთა პირსახოცით (თუ შესაძლებელია თბილჰაერიანი ხელის საშრობი). რეკომენდებულია იდაყვით, ან ფეხით მართვადი ონკანის გამოყენება. ასეთი ონკანის არარსებობის შემთხვევაში, ონკანი პირსახოცის გამოყენებით უნდა დაიკეტოს, რათა არ მოხდეს დაბანილი ხელების ხელახალი კონტამინაცია.

როდესაც ხელის დაბანა შეუძლებელია, სუსტად დაბინძურებული ხელების დეკონტამინაციისათვის შესაძლებელია სპირტის შემცველი საწმენდების გამოყენება.

ლაბორატორიული სამუშაოებისათვის ფართოდ გამოიყენება არასტერილური რეზინის, ან მიკრობიოლოგიურად დამტკიცებული სტერილური ლატექსის, ვინილის, ან ნიტრილის ქირურგიული ტიპის ერთჯერადი ხელთათმანები. შესაძლებელია აგრეთვე, მრავალჯერადი გამოყენების ხელთათმანების ხმარება, მაგრამ ყურადღება უნდა მიექცეს მათ სწორად გარეცხვას, გახდას, გაწმენდასა და დეზინფექციას.

ინფექციურ მასალასთან მოპყრობის, ბიოლოგიური უსაფრთხოების კაბინეტებთან მუშაობის შემდეგ და ლაბორატორიის დატოვების წინ საჭიროა ხელთათმანის გახდა და ხელების კარგად დაბანა.

ლაბორატორიული და სხვა მუშაკები, რომლებიც ლატექსის, განსაკუთრებით კი ისინი, რომლებიც დაპუდრულ ხელთათმანს ხმარობენ, ხშირად აღნიშნავენ ალერგიულ რეაქციებს, როგორცაა, კონტაქტური დერმატიტი ან ჰიპერპმგრძნობელობის სხვა რეაქციები. ამ შემთხვევაში შესაძლებელია სხვა ალტერნატივის მოძიება დაპუდრული ხელთათმანის ჩასანაცვლებლად.

საგანგებო შემთხვევების პროცედურები.

მიკრობიოლოგიურ ლაბორატორიაში ჩხვლეტითი ჭრილობების, კანის გაჭრის ან სხვა დაზიანებების შემთხვევაში პირმა, უნდა გაიხადოს დამცავი ტანსაცმელი, დაიბანოს ხელები და სხეულის დაზიანებული ნაწილები დაიმუშავოს შესაბამისი კანის დეზინფექტანტით და საჭიროებისამებრ მიმართოს სამედიცინო დახმარებას.

პოტენციურად საშიში მასალის ინოკულაციის შემთხვევაში ექიმს უნდა ეცნობოს, თუ რა მასალის ინექცია იყო ინოკულირებული და რა გარემოებებში. აუცილებელია გაკეთდეს სათანადო და სრული ჩანაწერი შემთხვევის შესახებ.

პოტენციურად საშიში აეროზოლების წარმოქმნისას (ბიო-ლოგიური უსაფრთხოების კაბინეტს გარეთ) ყველამ დაუყოვნებლივ უნდა დატოვოს დაბინძურებული არე და მიმართონ სამედიცინო დახმარებას. შემთხვევის შესახებ მაშინვე უნდა ეცნობოს ხელმძღვანელს და უსაფრთხოების ოფიცერს. ოთახში საკმაოდ დროის (მაგ., 1 საათის) განმავლობაში არ უნდა შევიდეს არავინ, რათა არ მოხდეს აეროზოლის გამოტანა. თუ ლაბორატორიას არ გააჩნია ცენტრალური გამწოვი სისტემა, შესვლა კიდევ მეტი ხნით (მაგ., 24 საათით) უნდა გადაიდოს. შესასვლელზე უნდა გაკეთდეს ნიშანი, რომ შესვლა აკრძალულია. სათანადო დროის გასვლის შემდეგ, უსაფრთხოების ოფიცერის მეთვალყურეობით უნდა ჩატარდეს დეკონტამინაცია.

საჭიროა შესაბამისი დამცავი ტანსაცმლისა და რესპირატორების ტარება. გატეხილ კონტეინერებს და გაჟონილ ინფექციურ მასალას, ქსოვილის, ან ქაღალდის პირსახოცის დაფარების შემდეგ, ზემოდან უნდა დაესხას დეზინფექტანტი და დარჩეს სათანადო დროით.

ნაჭრის, ან ქაღალდის ნაჭერი, დამსხვრეულ კულტურასთან ერთად უნდა მოთავსდეს კონტამინირებული ნარჩენების კონტეინერში და გადავაგდოთ.

5. როგორ გავრეცხოთ ლაბორატორიული ჰურჭელი და გავასუფთავოთ სხვადასხვა ნივთიერებებისგან.

წყალში ხსნადი ნივთიერებები (მაგ. ნატრიუმ ქლორიდის და საქაროზას ხსნარები) საჭიროა გაირეცხოს და გაივლოს 3-4-ჯერ გამობდილი/დეიონიზირებული წყლით.

წყალში უხსნადი ნივთიერებები (მაგ ჰექსანის და ქლოროფორმის ხსნარები) საჭიროა გაირეცხოს და გაივლოს 2-3 ჯერ ეთანოლით ან აცეტონით, შემდეგ კი 3-4-ჯერ გამობდილი/დეიონიზირებული წყლით. ზოგჯერ საჭიროა სხვადასხვა გამხსნელის წინასწარ გამოყენებაც.

ძლიერი/კონცენტრირებული მჟავები (მაგ. HCl ან H_2SO_4) გამწოვ კარადაში ფრთხილად უნდა გაირეცხოს დიდი რაოდენობით გამდინარე წყალში. შემდეგ გაივლოს 3-4-ჯერ გამობდილი/დეიონიზირებული წყლით.

ძლიერი/კონცენტრირებული ტუტეები (მაგ. 6M NaOH , ან კონც. NH_4OH) გამწოვ კარადაში ფრთხილად უნდა გაირეცხოს დიდი რაოდენობით გამდინარე წყალში, ხოლო შემდეგ, გაივლოს 3-4-ჯერ გამობდილი/დეიონიზირებული წყალით.

სუსტი მჟავები (მაგ. ძმარმჟავა, ან ძლიერი მჟავების ხსნარები როგორცაა 0.1M ან 1M HCl ან H_2SO_4) უნდა გაივლოს 3-4 ჯერ გამობდილი/დეიონიზირებული წყლით.

სუსტი ტუტეები (მაგ. 0.1M და 1M NaOH და NH_4OH) კარგად უნდა გაირეცხოს გამდინარე წყლით და გაივლოს 3-4-ჯერ გამობდილი/დეიონიზირებული წყლით.

სპეციალური ჭურჭლის რეცხვა.

ორგანულ ქიმიაში გამოყენებული ჭურჭელი, წყალში ხსნადი ნივთიერებების მოსაშორებლად, უნდა გაირეცხოს გამოხდილი/დეიონიზირებული წყლით.

ეთანოლში ხსნადი ნივთიერებების მოსაშორებლად უნდა გამოიყენოთ ეთანოლი. საჭიროების შემთხვევაში კი თბილი საპნიანი წყალი და სპეციალური ჯაგრისი გასახეხად. ამის შემდეგ, კარგად უნდა გაირეცხოს გამდინარე წყლით და გაივლოს 3-4-ჯერ გამოხდილი/დეიონიზირებული წყლით.

ბიურეტების გასარეცხად გამოიყენება თბილი, გამდინარე, საპნიანი წყალი, რომელიც შემდეგ 3-4-ჯერ უნდა გაევლოს გამოხდილი/დეიონიზირებული წყლით. სუფთა ბიურეტები აუცილებელია რაოდენობრივი ანალიზის ჩასატარებლად.

პიპეტები და მოცულობითი კოლბების გასარეცხად ზოგჯერ საჭიროა მათი მთელი ღამით მოთავსება თბილ და საპნიან წყალში, ხოლო შემდეგ აუცილებელია გახეხვა ჯაგრისის გამოყენებით. საბოლოოდ აუცილებელია მათი კარგად გარეცხვა გამდინარე წყლით და გავლება 3-4 ჯერ გამოხდილი/დეიონიზირებული წყლით.



6. დეზინფექცია და სტერილიზაცია.

ლაბორატორიაში ბიოუსაფრთხოებისთვის დიდი მნიშვნელობა აქვს დეზინფექციისა და სტერილიზაციის შესახებ საბაზისო ცოდნას. დეზინფექციამდე საჭიროა ლაბორატორიული ჭურჭლის წინასწარი გაწმენდა. დეზინფექციისა და სტერილიზაციის განსაზღვრისთვის მრავალი სხვადასხვა ტერმინი გამოიყენება.

ბიოუსაფრთხოებაში ყველაზე ფართოდ გავრცელებული ტერმინებია:

1. **ანტიმიკრობული** – აგენტი, რომელიც კლავს მიკროორგანიზმს, ან თრგუნავს მის ზრდასა და გამრავლებას.
2. **ანტისეპტიკი** – ნივთიერება, რომელიც თრგუნავს მიკროორგანიზმების ზრდასა და განვითარებას, მაგრამ აუცილებლად არ კლავს მათ. ანტისეპტიკური საშუალებები ჩვეულებრივ სხეულის ზედაპირებზე გამოიყენება.
3. **ბიოციდი** – ზოგადი ტერმინი იმ ნივთიერებებისათვის, რომლებიც კლავს მიკროორგანიზმებს.
4. **ქიმიური გერმიციდები** – რეაქტივი, ან რეაქტივების ნარევი, რომელიც გამოიყენება მიკროორგანიზმების მოსაკლავად.
5. **დეკონტამინაცია** – ნებისმიერი პროცესი, რომელიც აშორებს და/ან კლავს მიკროორგანიზმებს. იგივე ტერმინით, ასევე, აღინიშნება ქიმიური და რადიოაქტიური ნივთიერებების მოშორების, ან განეიტრალების პროცესი.
6. **დეზინფექცია** – მიკროორგანიზმების განადგურების ფიზიკური, ან ქიმიური საშუალება, რომელიც ყველა შემთხვევაში არ კლავს სპორებს;
7. **დეზინფექტანტი** – რეაქტივი, ან რეაქტივების ნარევი, რომელიც გამოიყენება მიკროორგანიზმების გასანადგურებლად,

მაგრამ არასპორების. დეზინფექტანტები ჩვეულებრივ გამოიყენება ზედაპირების, ან საგნების გასაუვნებელყოფად.

8. მიკრობიციდი – რეაქტივი, ან რეაქტივების ნარევი, რომელიც კლავს მიკროორგანიზმებს. ეს ტერმინი ხშირად გამოიყენება ტერმინების „ბიოციდის“, „ქიმიური გერმიციდის“, ან „ანტი-მიკრობული საშუალების“-ის ნაცვლად.
9. სპოროციდი – რეაქტივი, ან რეაქტივების ნარევი, რომელიც კლავს მიკროორგანიზმებს და სპორებს.
10. სტერილიზაცია – პროცესი, რომელიც კლავს და/ან აშორებს მიკროორგანიზმებისა და სპორების ყველა კლასს.



მაღალი ტემპერატურით დეზინფექცია და სტერილიზაცია.

პათოგენების დეკონტამინაციისათვის ფიზიკურ აგენტებს შორის ყველაზე ხშირად მაღალი ტემპერატურა გამოიყენება. “მშრალი სიცხე”, რომელიც კოროზიას სრულიად არ იწვევს, გამოიყენება იმ სხვადასხვაგვარი ლაბორატორიული აღჭურვილობის დასამუშავებლად, რომელიც უძლებს 160°C , ან მეტ ტემპერატურას 2–4 საათის განმავლობაში. დაწვა, ან ინსინერაცია, აგრეთვე მშრალი სიცხით მიმდინარეობს.

“სველი” სიცხე ყველაზე ეფექტურია, თუ მას ავტოკლავირების ფორმით ვატარებთ. ადუღება ყოველთვის არ კლავს მიკრო-

ორგანიზმებს და/ან პათოგენებს, მაგრამ ის შეიძლება გამოყენებულ იქნას, როგორც დეზინფექციის მინიმალური საშუალება, თუ სხვა მეთოდების (ქიმიური დეზინფექცია, ან დეკონტამინაცია, ავტოკლავირება) გამოყენება ხელმისაწვდომი არაა. გასტერილებულ საგნებს შემდგომში ისე უნდა მოვეპყროთ, რომ ისინი გამოყენებამდე არ კონტამინირდეს.

ავტოკლავირება ლაბორატორიული მასალის სტერილიზების ყველაზე ეფექტური და საიმედო მეთოდი არის გამდიდრებული (წნევის ქვეშ მყოფი) ორთქლით სტერილიზაცია (ავტოკლავირება).

სხვადასხვაგვარი მიზნით სწორად ჩატვირთულ ავტოკლავში, სტერილიზაცია უზრუნველყოფილია შემდეგი ციკლებით:

1. 3 წთ-ით გაჩერება 134 °C - ზე;
2. 10 წთ-ით გაჩერება 126 °C- ზე;
3. 15 წთ-ით გაჩერება 121 °C- ზე;
4. 25 წთ-ით გაჩერება 115 °C- ზე.





ლაბორატორიული ავტოკლავი და სერილიზატორები.

7. ნარჩენებთან მოპყრობა.

ნარჩენები არის ყველაფერი, რაც ადაიყრება. ლაბორატორიებში დეკონტამინაცია და განადგურება ერთმანეთთან ხშირად ძალიან მჭიდროდ არის დაკავშირებული. ყოველდღიური გამოყენების თვალსაზრისით, ძალიან ცოტაა, ან საერთოდ არ არის ისეთი მასალა, რომელიც ლაბორატორიიდან გატანას, ან განადგურებას მოითხოვს. შუშის ჭურჭლის, ინსტრუმენტებისა და ლაბორატორიული ტანსაცმლის უმეტესობა მრავალჯერადი ხმარებისაა, ან შესაძლებელია მისი გადამუშავება.

ინფექციური მასალა უნდა დეკონტამინირდეს, გაიაროს ავტოკლავირება, ან ინსინერაცია ლაბორატორიის შიგნით განადგურებამდე. არაკონტამინირებული (არაინფექციური) ნარჩენები, რომლებიც შეიძლება ხელახლა იქნას გამოყენებული უნდა გადამუშავდეს მეორადად, ან ჩვეულებრივ საყოფაცხოვრებო ნაგავთან ერთად გადაიყაროს. კონტამინირებული (ინფექციური) “ბასრი” საგნები (პიპედერმული ნემსები, სკალპელები, დანები და შუშის ნამსხვრევები) ყოველთვის უნდა მოთავსდეს ჩხვლეტისადმი მედეგ სახურავიან კონტეინერებშიდა მათ, როგორც ინფექციურს, ისე უნდა მოვეპყროთ. დეკონტამინაციის ყველა პროცესს შორის უპირატესობა ორთქლით ავტოკლავირებას ენიჭება.

8. ბაზისური ლაბორატორიული პროცედურები და მათი უსაფრთხოდ ჩატარების წესები.

- ლაბორატორიაში ყველა პროცედურა უნდა ჩატარდეს ისე, რომ მინიმუმამდე იქნას დაყვანილი ცხოველებთან კონტაქტით, მექანიკური ზემოქმედებით (მჭრელი იარაღი, დაზიანებული შუშის ჭურჭელი), თუ ქიმიური ნივთიერებებით (აეროზოლების, ან წვეთების წარმოქმნა) გამოწვეული დაზიანების შემთხვევები.
- პიპეტირების პროცედურების დროს ყველაზე დიდი საფრთხე დაკავშირებულია პირით შეწოვასთან. საშიში მასალის პირით შესუნთქვა და ჩაყლაპვა არის ლაბორატორიაში ინფიცირების მრავალი შემთხვევის მიზეზი, ამიტომ პირით პიპეტირება მკაცრად უნდა იყოს აკრძალული.
- პათოგენები პირში შეიძლება მოხვდეს, თუ პიპეტის საწოვ ბოლოს მოხვდება კონტამინირებული თითი.

- სანიშნეები დაწებების დროს არ უნდა გალოკოთ. უმჯობესია შუშის ნაცვლად პლასტმასის ერთჯერადი პასტერის პიპეტების გამოყენება. შპრიცები არ უნდა გამოიყენებოდეს პიპეტების ხელსაწყოების ჩასანაცვლებლად, ან რაიმე სხვა მიზნით, გარდა ლაბორატორიული ცხოველებიდან ასპირაციული სითხეების ამოსაღებად, ან პარენტერული ინექციის დროს.

ჰომოგენიზატორების, შეიკერების, ბლენდერებისა და სონიკატორების გამოყენების წესები:

1. ლაბორატორიაში არ უნდა გამოვიყენოთ საყოფაცხოვრებო (სამზარეულოს) ჰომოგენიზატორები, ვინაიდან მათგან ბევრი შეიძლება ჟონავდეს ან ხელს უწყობდეს აეროზოლების წარმოქმნას. ამიტომ, უმჯობესია ლაბორატორიული ბლენდერების, სტომაქერების და მხოლოდ ლაბორატორიისათვის შექმნილი ტექნიკის გამოყენება;
2. აღჭურვილობა დახურული ტიპის უნდა იყოს, რათა წვეთებისა და აეროზოლების გაბნევა თავიდან იქნას აცილებული. თავსახურები, ფინჯნები და ბოთლები კარგ მდგომარეობაში უნდა იყოს, არ ჰქონდეს ბზარები და დაზიანებები. თავსახურები კარგად უნდა იყოს მორგებული;
3. ჰომოგენიზატორებში, შეიკერებსა და სონიკატორებში პროცედურების ჩატარების დროს კამერაში წნევა მატულობს. ვინაიდან შუშა შეიძლება გატყდეს და ინფექციური მასალა გადმოიღინდეს, ან შუშის ნატეხებმა ჭრილობა მიაყენოს ოპერატორს, ამიტომ, ყველგან, სადაც ეს შესაძლებელია, შუშა პლასტიკატით უნდა შევცვალოთ;

4. უნდა ვიხმაროთ მხოლოდ ლაბორატორიისათვის განკუთვნილი (ბოროსილიკატის) შუშა, რისთვისაც რეკომენდებულია პოლიტეტრაფტორეთილენის (PTFE) ჭურჭელი;
5. ნებისმიერი საგანი, რომელსაც ბზარი, ან ჩამონატეხი აქვს, უნდა გადავაგდოთ.

სინჯარების გახსნა და შიგთავსის გადარჩევა:

1. სინჯიანი სინჯარების გახსნისას აუცილებელია ხელთათმანების ხმარება;
2. რეკომენდებულია აგრეთვე, თვალებისა და ლორწოვანი გარსის დაცვა (სათვალე და სახის ფარი);
3. გადმოღვრის თავიდან ასაცილებლად, უმჯობესია საცობი ქაღალდით, ან დოლბანდით მოვხსნათ;

ნაცხები და აბკები მიკროსკოპირებისათვის

1. მიკროსკოპირებისთვის სისხლის, ნერწყვის, ან ფეკალიების სინჯების ფიქსაცია და შეღებვა ყოველთვის არ კლავს ნაცხში არსებულ ყველა ორგანიზმს თუ ვირუსს;
2. სინჯები პინცეტით უნდა იქნას აღებული, სწორად უნდა შეინახოს და გამოყენების შემდეგ, გადაყრამდე უნდა ავტოკლავირდეს.



ცენტრიფუგების გამოყენების წესები:

1. ცენტრიფუგები ისეთ დონეზე უნდა მოთავსდეს, რომ შეგვეძლოს კამერაში ჩახედვა რათა დავრწმუნდეთ, რომ როტორი და სინჯარების კონტეინერები სწორადაა ჩადგმული;
2. ცენტრიფუგის როტორი და სინჯარების კონტეინერები დამზადებული უნდა იყოს სქელი მინის, ან უმჯობესია პლასტიკატისაგან და გამოყენებამდე უნდა შემოწმდეს დეფექტების არსებობაზე;
3. ცენტრიფუგირებისათვის სინჯარებსა და სინჯების კონტეინერებს თავი კარგად უნდა დაეხუროს (თუ შესაძლებელია, მიხრახნილი საცობით);
4. როტორები უნდა ჩაიტვირთოს, დაბალანსდეს და გაიხსნას ბიოლოგიური უსაფრთხოების კაბინეტში (ინფექციური მასალის შემთხვევაში);
5. სინჯარები და სინჯარების კონტეინერები წონის მიხედვით უნდა დაწყვილდეს და სწორად დაბალანსდეს;
6. სითხის დონესა და ცენტრიფუგის სინჯარის კიდეშორის უნდა დარჩეს გარკვეული სივრცე, მწარმოებლის ინსტრუქციის შესაბამისად;
7. სინჯარების კონტეინერების ბალანსირებისათვის უნდა გამოიყენებოდეს დისტილირებული წყალი, ან სპირტი (70 %-იანი პროპანოლი);
8. ხმარების შემდეგ სინჯარების კონტეინერები უნდა გადმოვებრუნოთ, რათა საბალანსო სითხე გადმოიწუროს.





ლაბორატორიული ცენტრიფუგები

პიპეტირება.

იმისათვის, რომ სწორად ჩავატაროთ პიპეტირება და თავიდან ავიცილოთ შეცდომები პიპეტირების დროს, საჭიროა ვიცოდეთ პიპეტირების ტექნიკა და წესები.

პიპეტირების წესები:

1. გაასუფთავეთ და შეამოწმეთ პიპეტი ყოველდღიურად;
2. შეამოწმეთ პიპეტი ყოველ ექვს თვეში ერთხელ;
3. პიპეტირებისთვის აუცილებელია:
 - ფაქიზი მოძრაობის დახვეწა (პრაქტიკა);

- პიპეტის წვერის წინასწარი დასველება;
- სითხეში მოთავსებისას პიპეტი უნდა დაიკავოთ ვერტიკალურად, სითხის განაწილების შემთხვევაში კი 45°-იანი კუთხის დახრილობით.
- სითხის ამოღების/ასპირაციის დროს პიპეტის წვერი ოდნავ უნდა ჩაუშვით ნიმუშში;



ლაბორატორიული პიპეტები

4. პიპეტი უნდა მოაშოროთ კონტეინერის კედელს;
5. აუცილებელია შესაბამისი ზომის პიპეტის გამოყენება. მაგალითად, თუ საჭიროა 15 მკლ სითხის განაწილება, მაშინ შეცდომაა 1 მკლ ზომის პიპეტის გამოყენება;
6. საჭიროა გარემო პირობების გათვალისწინება: ტემპერატურა, ტენიანობა და ა.შ. საჭიროა პიპეტის ადაპტირება გარემოსთან;
7. პიპეტი უნდა შეინახოთ უსაფრთხოდ. არ დაიკავოთ ხელში, თუ არ იყენებთ. არ მოათავსოთ მაგიდის კიდეზე, ან ლაბო-

რატორიულ სკამზე. მოათავსეთ ყოველთვის ვერტიკალურ მდგომარეობაში;

8. ყოველთვის გამოიყენეთ პიპეტის ახალი წვერები;
9. პრაქტიკა, პრაქტიკა და კიდევ პრაქტიკა - ზუსტი კალიბრაციით გარანტირებული იქნება სანდო შედეგები.

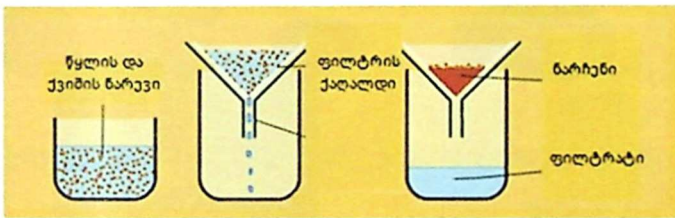
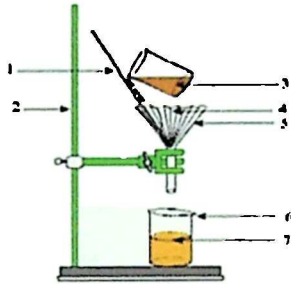


პიპეტის სამაგრები



ფილტრაცია.

ფილტრაცია არის ხვადასხვა მექანიკური, ფიზიკური, ან ბიოლოგიური მანიპულაციები, სპეციალური ფილტრების გამოყენებით, რომლის საშუალებითაც ხდება სითხეების (სითხეებისა და აირების) მყარი ნაწილაკებისგან განცალკევება. სითხეს, რომელიც მიიღება ფილტრაციის დროს, ეწოდება ფილტრატი.



ფილტრაციის პროცესი

ლაბორატორიაში გამოიყენება:

- ზედაპირული ფილტრაცია, ფილტრის ქაღალდის გამოყენებით, ან მის გარეშე, რომლის დროსაც ხდება სოლიდური /მყარი ნაწილაკების შეკავება;

- ღრმა ფილტრაცია, რომლისთვისაც გამოიყენება ჭურჭელი გრანულური მასალით (მაგ. ქვიშა).

სითხეები ფილტრში გადის წნევითა სხვაობის გამო (მაღალიდან დაბალისკენ). ფილტრაციის პროცესის დასაჩქარებლად შეიძლება გამოყენებული იქნეს ვაკუუმული ჰაერის წნევა ფილტრაციის მხრიდან, ან ვაკუუმი ფილტრატის მხარეს.

ფილტრაციის პროცესის დასაჩქარებლად შესაძლებელია ტუმბოს/დგუმის გამოყენებაც მაღალი წნევის შესაქმნელად. ფილტრაციის ალტერნატივაა ცენტრიფუგირება, როდესაც მყარი მასა ფსკერზე ილექება.



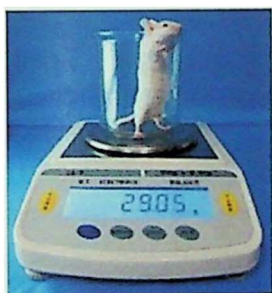
წნევით ფილტრაცია და საფილტრაციო საშუალებები

აწონვა.

სხვადასხვა ნივთიერების ან მასალის ასაწონად გამოიყენება სასწორები. არსებობს:

- მექანიკური სასაწორები, სხვადასხვა ობიექტის ასაწონად და

- ანალიზური საწორები ნივთიერებების ძალიან მცირე რაოდენობის ასაწონად (მაგ. სუბმილიგრამების).



ლაბორატორიული სასწორი



ანალიზური სასწორი

9. ექსპერიმენტული კვლევა. ლაბორატორიული ცხოველები.

უნდა გამოიყენებოდეს თუ არა ცხოველები კვლევაში?

ცხოველებს დიდი მნიშვნელობა აქვთ ადამიანის ცხოვრებაში. ცხოველთა სახეობებიდან გამომდინარე, მათი გამოყენება მრავალფეროვანია. ფიზიოლოგია, პათოფიზიოლოგია, ფარმაკოლოგია და სხვა ფუნდამენტური სამედიცინო მეცნიერებები ექსპერიმენტული მეცნიერებებია, რომელთა განვითარებაც კვლევებს და დაკვირვებებს ეფუძნება. კვლევები ტარდება:

- ლაბორატორიულ ცხოველებზე (in vivo);
- უჯრედებზე (in vitro);
- ქსოვილებზე (in vitro);
- იზოლირებულ ორგანოებზე (in vitro).

ბიოსამედიცინო კვლევისა და ტესტირების მიზანია გააცნობიეროს, თუ რა ხდება ცოცხალ ორგანიზმში და რა ვითარდება დაავადების დროს, რათა მოხდეს ამ დაავადებების პრევენციის, ან მკურნალობის უსაფრთხო და ეფექტური გზების შემუშავება.

კვლევა აუცილებელია ახალი წამლების შექმნის და გამოცდის დროს. ნებისმიერი ახალი პრეპარატის კლინიკაში დაინერგვა-გამოყენებამდე, მისი უსაფრთხოებისა და ეფექტურობის დასადგენად, უცილებელია წინასწარი ე.წ. წინაკლინიკური კვლევების ჩატარება. წინაკლინიკური კვლევები ტარდება ლაბორატორიულ ცხოველებზე, რის გამოც, ფასდაუდებელია მათი მნიშვნელობა ამ თვალსაზრისით.

ლაბორატორიული ცხოველები გვებმარებიან ექსპერიმენტული კვლევებით მიღებული მონაცემების გაანალიზებით, პასუხი გავცეთ ისეთ საკითხებს და გადავჭრათ ისეთი პრობლემები, რაც

მეტად მნიშვნელოვანია არამართო მეცნიერების განვითარების და ადამიანთა ჯანმრთელობის შენარჩუნებისთვის, არამედ, ზოგჯერ ტექნიკური პროგრესისათვისაც კი. ყველაფერი ეს ხელს უწყობს საზოგადოების ჯანმრთელობას და კეთილდღეობას. აქედან გამომდინარე, არ უნდა დაგვავიწყდეს, რომ საჭიროა ცხოველების არამართო გამოყენება ექსპერიმენტულ კვლევებში, არამედ მათზე ზრუნვა (მოვლა/შენახვა, გამრავლება) და ჰუმანური მოპყრობა. წინააღმდეგ შემთხვევაში, არ არის გამორიცხული, რომ ცხოველთა ესა თუ ის სახეობა სრული მოსპობა/განადგურების საფრთხის წინაშე დადგეს.

ლაბორატორიულ ცხოველებთან ჰუმანური მოპყრობა უპირველესად თვითონ მეცნიერ-მკვლევარისათვის არის არსებითად მნიშვნელოვანი, ვინაიდან ცხოველებზე ჩატარებული ნებისმიერი პროცედურა, იწვევს ამა თუ იმ ხარისხის სტრესს და ტკივილს, რაც აუცილებლად აისახება ცხოველის ფიზიოლოგიურ მდგომარეობაზე და შესაბამისად, კვლევის შედეგებზე.

დღეისათვის, მთელ მსოფლიოში, ქმედითი ღონისძიებები ტარდება ცხოველთა სახეობრივი რაოდენობის რეგულირება-დაცვისათვის, ასევე, მათი დაუზოგავი განადგურების და არაჰუმანური მოპყრობის საწინააღმდეგოდ.

თანამედროვე მიდგომა ბიოსამედიცინო კვლევის მიმართ მოითხოვს სამეცნიერო კვლევის, ტესტირების და საგანმანათლებლო პროცესში ჩართული ექსპერიმენტული ცხოველებისადმი მთელი რიგი ნორმების და სახელმძღვანელო პრინციპების დაცვას, რის მიხედვითაც, მკვლევარი ვალდებულია უზრუნველყოს ცხოველების მიმართ პასუხისმგებლური და ეთიკური/ჰუმანური მოპყრობა.

სამეცნიერო კვლევებში, ცხოველების ფართოდ გამოყენების გამო, დიდიხნია მწვავე დებატები მიმდინარეობს იმის შესახებ, უნდა გამოიყენებოდეს თუ არა ცხოველები კვლევაში საერთოდ.

უნდა გამოიყენებოდეს თუ არა ცხოველები კვლევაში?

დიახ!

1. ცხოველებში დაავადებების მოდელების გამოყენებით მნიშვნელოვნად უმჯობესდება უკვე არსებული ცოდნა ორგანიზმის ფიზიოლოგიასა და პათოლოგიის (ამა თუ იმ დაავადების) შესახებ;
2. ექსპერიმენტული კვლევები გვცხმარება შევიმუშავოთ ახალი და ეფექტური სამკურნალო პრეპარატები. ცხოველური ექსპერიმენტების საფუძველზე შემუშავდა და მიღებული იქნა ანტიბიოტიკები, ინსულინი, სხვადასხვა ვაქცინები, მოხდა ორგანოების გადანერგვადა მრავალი დაავადების მკურნალობა;
3. იურიდიულად, ყველა წამალი, კლინიკაში გამოყენებამდე უნდა შემოწმდეს უსაფრთხოებაზე ცხოველებში. ცხოველებზე ტესტირების მეშვეობით ჩვენ შეგვიძლია დავადგინოთ პრეპარატის ტოქსიკურობა და გვერდითი ეფექტები, რომლებიც შეამცირებენ რისკებს ადამიანებში მისი კლინიკაში გამოყენებისას;
4. ყოველთვის უნდა არსებობდეს მკაფიო და დასაბუთებული სამეცნიერო არგუმენტები ცხოველებზე კვლევის ჩასატარებლად. ტკივილის სამართავად და შესამცირებლად აუცილებლად უნდა იქნეს გამოყენებული ტკივილგამაყუჩებლები და საანესთეზიო საშუალებები.



1. დაავადების ცხოველური მოდელი ყოველთვის არა არის სრულყოფილი და ჯერ კიდევ ბევრი განსხვავებაა ადამიანებსა და ცხოველურ მოდელებს შორის;
2. ადამიანები და ცხოველები ყოველთვის არ რეაგირებენ ერთნაირად ერთი და იმავე პრეპარატზე. ცხოველებში წარმატებული ტესტირების მიუხედავად, ზოგიერთ შემთხვევაში ადამიანებში შეიძლება განსხვავებული რეაქცია მივიღოთ;
3. ექსპერიმენტის შემდეგ გამოყენებული ცხოველების უმრავლესობა კვდება;
4. ცხოველური ექსპერიმენტები ძვირადღირებულია! (შემენა, კვება, განთავსება, მოვლა);
5. როდესაც არსებობს კომპიუტერული სისტემები, მათემატიკური მოდელები, ადამიანური ქსოვილები და უჯრედული კულტურები იმის დასადგენად, თუ რა ხდება ჩვენს ორგანოებში დაავადების დროს, ყოველთვის არა არის აუცილებელი ცხოველების გამოყენება, მათთვის ტკივილის და ტანჯვის მიყენება;
6. ცხოველები გრძნობენ ტკივილს და შიშს.



10. ცხოველებზე წარმოებული კვლევის ეთიკის კომიტეტი.

**მკვლევარის მიერ ეთიკის კომიტეტში წარსადგენი
დოკუმენტაცია ექსპერიმენტში ცხოველების გამოყენების
ნებართვისთვის.**

ცხოველებზე ნებისმიერი კვლევა ხორციელდება ეთიკის კომიტეტის ინფორმირების და მისგან შესაბამისი ნებართვის მიღების შემდეგ. მკვლევარი პასუხისმგებელია ეთიკურ გადაწყვეტილებებზე სამეცნიერო კვლევის დაწყებიდან დასრულებამდე.

ეთიკა არის მორალური პრინციპების ერთობლიობა, რომელიც მართავს ადამიანის ქცევას, ან მის მიერ რაიმე საქმიანობის განხორციელებას განაპირობებს.

ბიოსამიდიცინო კვლევის ეთიკის კომიტეტის მოვალეობაა შეაფასოს, თუ რამდენად შეესაბამება ლაბორატორიულ ცხოველებზე წარმოებული კვლევა და მოვლის პირობები საერთაშორისოდ დადგენილი დებულებებით გათვალისწინებულ ნორმებს და პრინციპებს.

ეთიკის კომიტეტმა, ადამიანების მონაწილეობით მიმდნარე კვლევების შემთხვევაში, ყურადღება უნდა მიაქციოს ინფორმირებულ თანხმობას, კვლევის რისკებს და სარგებლიანობას, კონფიდენციალობას, ნებაყოფლობით მონაწილეობას და კვლევის მეთოდოლოგიის შესაბამისობას ეთიკის სტანდარტულ პრინციპებთან.

ახალი წამლების ტესტირების დროს, ინსტუტიციური კომიტეტი ახდენს წარმოდგენილი კვლევის როგორც ეთიკურ, ასევე სამეცნიერო ასპექტებზე (კვლევის დიზაინი) მონიტორინგს. მკვლევარმა, ლაბორატორიულ ცხოველებზე ექსპერიმენტის დაწ-

ყებამდე, აუცილებლად უნდა აცნობოს/წერილობით მიმართოს კვლევის ეთიკის კომიტეტს დაგეგმილი სამუშაოს შესახებ. შესაბამისად, უნდა შეავსოს და წარადგინოს კომიტეტის მიერ მომზადებული სპეციალური სააპლიკაციო ფორმა, რომელშიც მოცემული იქნება ინფორმაცია კვლევაში ჩართული ობიექტების შესახებ (რამდენად უფლებამოსილია კვლევის ჩასატარებლად), დეტალურად იქნება აღწერილი კვლევის დიზაინი, ყველა ჩასატარებელი პროცედურა, კვლევის ხანგრძლივობა დ ა.შ. (იხ. დანართი N1).

კომიტეტის მიერ შერჩეული ექსპერტი აფასებს კომიტეტში წარმოდგენილ სააპლიკაციო ფორმაში არსებულ ინფორმაციას, ამზადებს დასკვნას და წარადგენს კომიტეტის სხდომაზე.

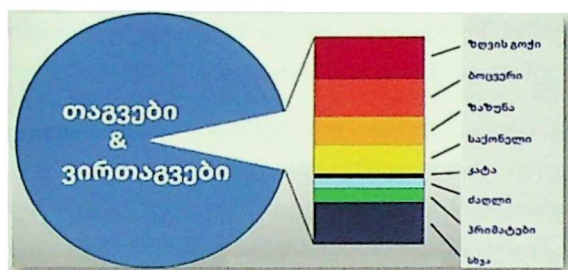
კომიტეტის მიერ საბოლოოდ ფასდება შეესაბამება, თუ არა ლაბორატორიულ ცხოველებზე დაგეგმილი კვლევა და მოვლის პირობები საერთაშორისოდ დადგენილი დებულებებით გათვალისწინებულ ნორმებს და პრინციპებს, რის საფუძველზეც ახდენს გადაწყვეტილების მიღებას:

- კვლევის გეგმა დამტკიცდეს ცვლილების გარეშე;
- დამტკიცდეს დათქმით (ექსპერტის შენიშვნების გათვალისწინებით, მკვლევარი ახდენს კვლევის დიზაინში შესაბამისი ცვლილებების შეტანას და განმეორებით წარადგენს კვლევის პროექტს ეთიკის კომიტეტში განსახილველად);
- უარი ეთქვას კვლევის ჩატარებაზე.



11. ექსპერიმენტში გამოყენებული ლაბორატორიული ცხოველები.

ექსპერიმენტულ კვლევებში შესაძლებელია ნებისმიერი ცხოველის გამოყენება იმ შემთხვევაში, თუ ის ნამდვილად შეესაბამება კვლევის ამოცანებს და გეგმებს. ყველაზე ხშირად და ფართოდ გამოყენებული ლაბორატორიული ცხოველებია: თაგვი, ვირთაგვა, ზღვის გოჭი, ზაზუნა, ბოცვერი. კვლევები ტარდება აგრეთვე: პრიმატებზე, ძაღლებზე, კატებზე, შინაურ ცხოველებზე.



როგორ დავადგინოთ ლაბორატორიული თაგვის სქესი?

ექსპერიმენტის დაწყებამდე, აუცილებელია კვლევის მიზნის და დიზაინის შესაბამისად შევარჩიოთ ლაბორატორიული ცხოველი როგორც სახეობის, აგრეთვე სქესის მიხედვით.

ადამიანებთან ანატომიური, ფიზიოლოგიური და გენეტიკური მსგავსების გამო, კვლევების უმეტესობა ლაბორატორიულ თაგვებზე ტარდება. ლაბორატორიული თაგვები კარგი საკვლევი ობიექტები არიან, ვინაიდან სწრაფად მრავლდებიან და მათი მოვლა-შენახვა ბევრად იაფიჯდება სხვა ცხოველებთან შედარებით.

ექსპერიმენტში, ყველაზე ხშირად მამრი თაგვები გამოიყენება (მკვლევართა უმეტესობა აღნიშნავს, რომ მდედრ თაგვებში, ჰორმონალური ცვლილებები სერიოზულ გავლენას ახდენს კვლევის შედეგებზე). აქედან გამომდინარე, უნდა ვიცოდეთ, თუ როგორ გავარჩიოთ ექსპერიმენტული ცხოველის სქესი.

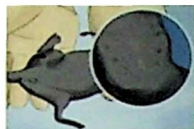
ლაბორატორიული თაგვის სქესის დასადგენად არსებობს ორი მარტივი მეთოდი:

1. ანატომიური, ანოგენიტალური მანძილის დადგენა;
2. სარძევე ჯირკვლების არსებობის დადგენა.



მეთოდი N1. ანოგენიტალური მანძილი/დისტანცია არის მანძილი თაგვის გენიტალიასა და ანუსს შორის. მდედრ თაგვებში ეს მანძილი ბევრად უფრო პატარაა, ვიდრე მამრებში, როგორცწესი 0.6 სმ-ის ფარგლებშია. ვაგინალური ნაპრალი შარდსადინარის უკან მდებარეობს. მამრ თაგვებში კი, ეს მანძილი ბევრად უფრო მეტია და დამატებით შეინიშნება ტესტიკულები.

მეთოდი N2. მდედრ თაგვებში შეინიშნება სარძევე ჯირკვლები და დვრილები. ყველაზე კარგად გამოხატულია უკანა ორი, გენიტალიებთან ახლოს მდებარე სარძევე ჯირკვლები და დვრილები.



მეთოდი N 1

მეთოდი N2

ლაბორატორიული თაგვის სქესის დასადგენი მეთოდები

12. ლაბორატორიული ცხოველების შენახვის და მოვლის პირობები.

კვლევის შედეგები და მათი სარწმუნოება მნიშვნელოვნად არის განპირობებული ცხოველთა განთავსების, მოვლა-მოპყრობისა და კვების პირობებზე. აღნიშნული ფაქტორების გაუთვალისწინებლობა, საექსპერიმენტო ცხოველს უქნმის დისტრესს, რაც მყისიერად აისახება მის ფიზიოლოგიურ მდგომარეობაზე და შესაბამისად, კვლევის შედეგებზე.

კარანტინი.

კარანტინი არის ასლად მიღებული/შეზენილი ცხოველების გამოყოფა დაწესებულებაში (ვივარიუმი, საპროცედურო) უკვე არსებული ცხოველებისგან იმ ხნის განმავლობაში, ვიდრე არ დადგინდება მათი ჯანმრთელობის მდგომარეობა. ეფექტური

საკარანტინო პროცედურა ამცირებს ცხოველთა კოლონიაში ინფექციის გავრცელების შანსს.

კარანტინის ხანგრძლივობა ლაბორატორიულ ცხოველებში (თაგვები, ვირთაგვები) ერთი კვირიდან ერთ თვემდეა.

გამოყოფა.

ცხოველების ფიზიკური გამოყოფა სახეობების მიხედვით აუცილებელია სახეობათაშორისი დაავადების გადაცემის თავიდან ასაცილებლად. ჩვეულებრივ, ასეთი განცალკევება ხორციელდება ცხოველების სხვადასხვა ოთახებში, კაბინებში ან გალიებში განთავსებით.

თუ ორ სახეობას აქვს მსგავსი პათოგენური სტატუსი და ერთმანეთთან ქცევით შესაბამისობაშია, დასაშვებია მათი ერთ ოთახში განთავსება.

ცხოველთა მოვლას უნდა ახორციელებდეს ლაბორატორიულ ცხოველთა მეცნიერებაში ტრენირებული ტექნიკური პერსონალი.

ექსპერიმენტების ხანგრძლივობა.

არცერთი ცხოველი არ უნდა იქნას გამოყენებული ექსპერიმენტებისთვის 3 წელზე მეტი ხნის განმავლობაში, თუ არ არის შესაბამისი და სათანადო დასაბუთება.

ლაბორატორიული ცხოველების განთავსება.

ლაბორატორიულ ცხოველთა განსათავსებელი სივრცის პირობები.

ლაბორატორიული ცხოველები ძალიან მგრძნობიარენი არიან ვივარიუმში და საექსპერიმენტო სივრცეში არსებული პირობების

მიმართ. ამიტომ, მეტად მნიშვნელოვანია, რომ ისინი განთავსდეს იზოლირებულ შენობაში, სადაც მაქსიმალურად იქნება გამო-
რიცხული მათზე ხმაურის და მწერების ზემოქმედება.

ცხოველები ძალიან მგრძნობიარენი არიან აგრეთვე გარემო
პირობების ცვლილებების მიმართაც. ამიტომ, თავიდან უნდა
იქნას აცილებული ტემპერატურის, ტენიანობის, სინათლის, ხმის
და ვენტილაციის მკვეთრი რყევები.

ტემპერატურისა და ტენიანობის კონტროლი.

კონდიციონერი აუცილებელია ლაბორატორიული ცხოველების
გარემოს პარამეტრების ეფექტური რეგულირებისთვის. ტემპერა-
ტურისა და ტენიანობის კონტროლით საშუალება გვაქვს თავიდან
ავიცილოთ კლიმატური პირობების ცვლილებით გამოწვეული
არასასურველი ეფექტები.

ოთახების და ცხოველთა რაოდენობის გათვალისწინებით, ტემ-
პერატურა მთელი წლის განმავლობაში შენარჩუნებული უნდა
იყოს $18^{\circ} - 29^{\circ} \text{C}$ -ის, ხოლო და ფარდობითი ტენიანობა - 30% -დან
 70% -ის ფარგლებში.

ვენტილაცია.

ვენტილაცია უნდა ხორციელდებოდეს ავტომატურად 15 ჰაერის
ციკლით. ცხოველთა სათავსოები და საექსპერიმენტო ოთახები
უნდა განიავდეს ცალ-ცალკე, დამოუკიდებლად.

განათება.

ცხოველთა სათავსოს განათებისთვის ელექტროენერგიის სის-
ტემა სისტემა უნდა იყოს უსაფრთხო და მოთხოვნის შესაბამისი.

განათების სისტემა დროულად და მუდმივად უნდა კონტროლდებოდეს. ელექტროენერგიის გათიშვის შემთხვევაში უნდა იყოს ხელმისაწვდომი დამატებითი ენერგიის წყარო.

ხმაურის კონტროლი.

ლაბორატორიული ცხოველებისთვის მეტად მნიშვნელოვანია ხმაურის კონტროლი, რისთვისაც ლითონის, ან თაბაშირის ნაცვლად, სათავსოს კედლები უმჯობესია იყოს ბეტონის. მღრღნელებისთვის სასურველია ხმაურის სიმძლავრე იყოს 85 დეციბელზე ნაკლები.

არსებობს ცხოველთა დაბინავების ორი სისტემა:

1. საშენებში, მიმწოდებელ და მომხმარებელ (სამეცნიერო-კვლევით) დაწესებულებებში არსებული სისტემა, რომელიც განკუთვნილია მღრღნელების, ბოცვრების, მტაცებლების, ფრინველების და არაადამიანისმაგვარი პრიმატების, ზოგჯერ მცოხნელების, ღორების და ცხენებისათვის;

2. სისტემა, რომლის ნახვაც შეიძლება იმ დაწესებულებებში, რომლებიც ატარებენ პროცედურებს მხოლოდ სასოფლო-აამეურნეო, ან მსგავს დიდი ზომის ცხოველებზე.

ცხოველთა სათავსო უნდა აკმაყოფილებდეს შემდეგ მოთხოვნებს:

- აუცილებელია ცხოველებისთვის შესაბამისი ადეკვატური, მშრალი და სუფთა სივრცე;
- გადაადგილების თავისუფლება და ნორმალური პოზიციის ცვლილებების შესაძლებლობა;

- სახეობების შესაბამისი დასასვენებელი ადგილი, კომფორტული გარემო;
- გაქცევის საწინააღმდეგო საშუალებები;
- თავისუფალი წვდომა საკვებზე და წყალზე;
- სათანადო ვენტილაცია;
- ცხოველების ბიოლოგიური მოთხოვნილებების დაკმაყოფილება (სხეულის ტემპერატურის შენარჩუნება, შარდვა, დეფეკაცია და გამრავლება);
- ოთახის ტემპერატურის და ტენიანობის მერყეობის ოპტიმალური ფარგლები მთელი წლის განმავლობაში უნდა იყოს ტემპერატურისათვის - $18^{\circ}\text{--}29^{\circ}\text{C}$ ($64,4^{\circ}\text{--}84,2^{\circ}\text{F}$), ხოლო ტენიანობისთვის - 30% - 70%.



გალიები და ბოქსები.

გალიები და ბოქსები არ უნდა იყოს დამზადებული ცხოველთა ჯანმრთელობისთვის საზიანო მასალისგან და მათი დიზაინი უნდა იყოს იმგვარი, რომ ცხოველებმა ვერ შეძლონ საკუთარი თავის დაზიანება. თუ ისინი არ არის ერთჯერადი გამოყენების, მაშინ დამზადებული უნდა იყოს დასუფთავებისა და დეზინფიცირების მეთოდებისთვის ადაპტირებული და გამძლე მასალისგან.

განსაკუთრებული ყურადღება უნდა მიექცეს გალიებისა და ბოქსების იატაკებს, რომლებიც უნდა განსხვავდებოდეს ცხოველთა სახეობისა და ასაკის მიხედვით და დაპროექტდეს ისე, რომ მარტივად ხდებოდეს ეკსკრემენტებისგან დასუფთავება.

ქვეშაგები.

ქვეშაგები უნდა იყოს მშრალი, აბსორბირების უნარის მქონე, არატოქსიკური, ინფექციების, პარაზიტებისგან, ან ნებისმიერი სხვა დამაბინძურებელი აგენტებისაგან თავისუფალი. შესაძლებელია გამოყენებულ იქნას გარკვეული ტიპის საწარმოო ნარჩენები (მაგალითად, ხის ნახერხი, დაკუწული ქაღალდი).

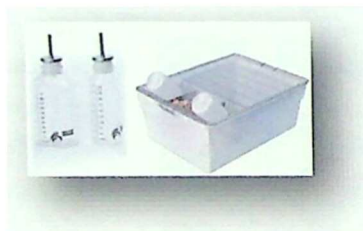
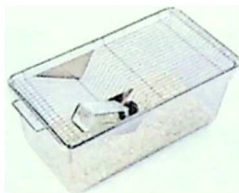


წყალი.

ყველა ცხოველისთვის ხელმისაწვდომი უნდა იყოს სუფთა სასმელი წყალი. ზოგადად გამოიყენება წყლის მიწოდების ორი მეთოდი:

- ბოთლებით;
- ავტომატური სისტემების გამოყენებით.

ბოთლები ხშირად გამოიყენება მღრღნელებისა და კურდღლების მსგავსი მცირე ზომის ცხოველებისთვის. ბოთლების გამოყენების შემთხვევაში, ისინი დამზადებული უნდა იყოს გამჭვირვალე მასალისგან, რათა შესაძლებელი იყოს მათი შიგთავსის კონტროლი.



**ლაბორატორიული ცხოველების საკვები.
ლაბორატორიული თაგვების კვება/დიეტა.**

საკვების წარმოების, მომზადების, ტრანსპორტირების და შენახვისას თავიდან უნდა იქნას აცილებული ქიმიური, ფიზიკური და მიკრობიოლოგიური დაბინძურება, გაფუჭება, ან განადგურება. საკვები შეფუთული უნდა იყოს მჭიდრო, დახურულ პაკეტებში, რომლებზედაც, მითითებული იქნება წარმოების თარიღი. შესა-
ნაზი ოთახები უნდა იყოს გრილი, ბნელი, მშრალი, მწერებისა და მავნებლებისგან დაცული. რეგულარულად უნდა ხდებოდეს კვებისთვის გამოყენებული ჭურჭლის გაწმენდა.

ლაბორატორიული თაგვებისთვის აუცილებელია:

1. სუფთა წყლის მუდმივი ხელმისაწვდომობა;
2. წყლის ბოთლების ყოველდღიური შემოწმება (ხომ არ წვეთავს, დაბლოკილი ხომ არ არის და ა.შ.);
3. წყლის რეგულარული ცვლა და ბოთლების რეცხვა;
4. კარგად ბალანსირებული დიეტა.



საკვები უნდა შეიცავდეს:

- მაგნიუმს, A ვიტამინს, ქოლინს, ფოლიუმის მჟავას - ზრდისა და რეპროდუქციული ფუნქციისთვის;
 - ყურძენი, ქიშმიში, კაკალი - მომწამვლელობა თავგებისთვის; სალათის ფოთოლმა შეიძლება დიარეა გამოიწვიოს;
- ზოგჯერ, მცირე რაოდენობით შესაძლებელია ხილის და ბოსტნეულის მიცემა.



13. ლაბორატორიულ ცხოველებზე ექსპერიმენტების ჩატარების ეთიკის ნორმები და სამი „R“-ის პრინციპი (Replace, Reduce, Refine).

იმისათვის, რომ მინიმუმამდე შევამციროთ ცხოველებზე მიყენებული ზიანი, მკვლევარები ვალდებული არიან დაიცვან ე.წ. "სამი R -ის" პრინციპი, რაც გულისხმობს:

- **ჩანაცვლება (Replace)** - სადაც შესაძლებელია, ექსპერიმენტში ცხოველების ნაცვლად გამოვიყენოთ ალტერნატიული საშუალებები როგორცაა: უჯრედის კულტურა, კომპიუტერული მოდელირება, ან სხვა ალტერნატიული მეთოდები;
- **შემცირება (Reduce)** - გამოყენებულ ცხოველთა რაოდენობის ოპტიმალურად შემცირება ექსპერიმენტული ტექნიკის გაუმჯობესებით და სხვა მკვლევართან ინფორმაციის გაცვლით/გაზიარებით, ექსპერიმენტის დუბლიკაციის თავიდან აცილების მიზნით;
- **დახვეწა (Refine)** - ცხოველებზე ზემოქმედების პროცესების გზების დახვეწა, რომელიც ხელს შეუწყობს სტრესის, ან ტკივილის მინიმიზაციას, ნაკლებად ინვაზიური ტექნიკის გამოყენება, სამედიცინო დახმარების და საცხოვრებელი პირობების გაუმჯობესება.

14. ლაბორატორიულ ცხოველებთან მოპყრობის და სხვადასხვა მანიპულაციების ჩატარების წესები.

ტერმინი „პროცედურა“ ნიშნავს ნებისმიერ ქმედებას, რომელმაც შეიძლება გამოიწვიოს ცხოველში ტკივილი, ტანჯვა, ან დისტრესი.

პროცედურა შეიძლება იყოს:

- მსუბუქი/მარტივი (ინექციები);
- მწვავე/რთული (ქირურგიული).

ძირითადი პროცედურები, რომლებიც ტარდება ლაბორატორიულ ცხოველებზე არის:

1. მოპყრობა;
2. დაკავება/დაფიქსირება;
3. ინექციები;
4. კვება;
5. სისხლის აღება.



1. როგორ მოვეპყროთ და დავიკავოთ ლაბორატორიული თაგვი.

ლაბორატორიულ ცხოველებთან მოპყრობა უნდა იყოს მყარი და
ფრთხილი, რაც უზრუნველყოფს ცხოველთა ადაპტაციას
მკვლევართან, ამცირებს კბენის და დაზიანების რისკს.





ლაბორატორიული თაგვის დაკავების მეთოდები.

2. როგორ დავიკავოთ და დავაფიქსიროთ ლაბ.თაგვი.

ზოგადად თაგვების დაკავება/ფიქსაცია ძალიან ადვილია, თუმცა, მათი მცირე ზომის გამო, სხვადასხვა მანიპულაციების დროს, შესაძლებელია ისინი ადვილად იქნენ ტრავმირებული. შეიძლება ადგილი ჰქონდეთ მათ მექანიკურ დაზიანებას დავარდნის გამო, ან მოხდეს ეასპერიმენტატორის დაზიანება კბენით. ზოგიერთი ჯიშის თაგვი ისეთი მარდია, რომ შეეცდება გადახტეს გალიიდან, ან შეეცადოს გაეცეს მკვლევარს.



ლაბორატორიული თაგვის ფიქსაცია.

ლაბორატორიული თაგვი უნდა დავიჭიროთ კუდით (უმჯობესია კუდის პროქსიმალური ნაწილით). ამოვიყვანოთ გალიიდან

და მოვათავსოთ გალიის ზედაპირზე. ამავდროულად, ფრთხილი და ნაზი მოძრაობით კუდი დავეჭაოთ უკან, რა დროსაც თაგვი წინა თათებით ჩაეჭიდება გალიას, რათა შეეწინააღმდეგოს მკვლევარს. თაგვის კანი დავიჭიროთ ცერით და საჩვენებელი თითებით. ასეთ პოზიციაში თაგვი უსაფრთხოდ და კარგად არის დაფიქსირებული და შეიძლება ნებისმიერი პროცედურის ჩატარება.



ლაბორატორიული ცხოველების ფიქსაცია.

3. ინექციები:

- კანქვეშა;
- კუნთშიდა;
- ინტრაპერიტონეული;
- ინტრავენური.

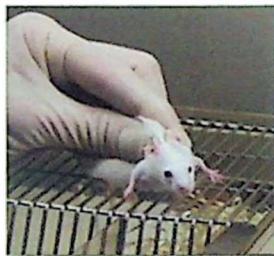
პროცედურა (ინექცია)	ადგილი	ნემსის სიგრძე (მმ)	მაქსიმალური მოცულობა (მლ)
კანქვეშ	ზურგი, ბეჭთაშორის	25-26	2-3
ინტრა- პერიტონეული	მარცხენა ქვედა კვადრანტი	25-27	2-3
ინტრავენური	კუდის ვენა	27-28	0.2
კუნთშიდა	ქვედა კიდური, თეძო	26-27	0.05

კანქვეშა ინექციები.

კანქვეშა ინექციები კეთდება ზურგის კანქვეშა მიდამოში. საჭიროა ყურადღება, რათა არ მოხდეს ნემსის შერჭობა მკვლევარის თითში. თავგის მცირე კუნთური მასის გამო საჭიროა პატარა ზომის ნემსის გამოყენება.



კანკერის ინექციები



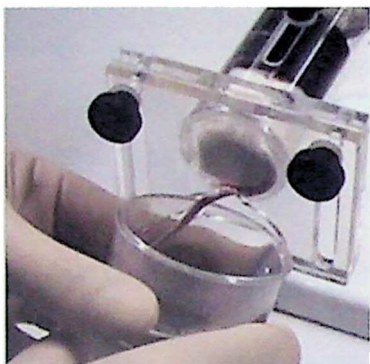
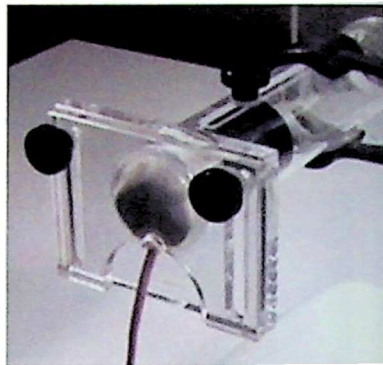
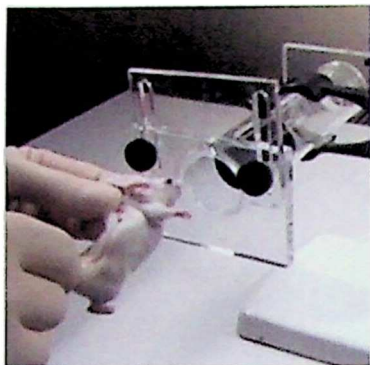
კუნთშიდა ინექციები კეთდება ბარძაყის წინა მიდამოში.



ინტრაპერიტონული ინექციები შეიძლება გაკეთდეს მუცლის უკანა კვადრანტში.



ინტრავენური ინექციები კეთდება კუდის ვენაში.



კვება.

**პრეპარატის პერორული შეყვანა, ხელოვნური
(ძალდატანებითი) კვება ნაზოგასტრალური ზონდით.**

საკვების/ნივთიერების ადმინისტრირება შესაძლებელია მრავალი გზით და სხვადასხვა ტექნიკის გამოყენებით.

ყველაზე ფართოდ გამოიყენება კუჭის დრეკადი კანულა/კათეტერი. თუმცა, თუ ოპერატორი/მკვლევარი გამოუცდელია, ამ პროცედურამ შეიძლება გამოიწვიოს საყლაპავის დაზიანება. შეუსაბამო, ერთჯერადად დიდი დოზით და სწრაფი ჭავლით შეყვანამ კი, ფილტვებში საკვების მოხვედრა და რესპირატორული დისტრესის განვითარება. ასეთ შემთხვევაში აუცილებელია ცხოველის სასწრაფო და ჰუმანური ეუთანაზია. ამ ტიპის კვების ალტერნატივად შეიძლება გამოვიყენოთ საკვების შერევა გემრიელ ნარევებში (მაგ. არომატიზებული ჟელატინი).



4. სისხლის შეგროვება.

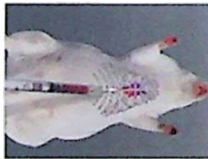
მოზრდილი თაგვის მოცირკულირე სისხლის მოცულობა დაახლოებით 1,5-2,5 მლ-ია (სხეულის წონის 6-8%), თუმცა, ხანდაზმულ და ჭარბწონიან ცხოველებში, ეს შეიძლება იყოს უფრო დაბალი.

ნორმალური, ჯანმრთელი ცხოველისგან, ერთჯერადად შეიძლება აღებული იქნეს მოცირკულირე სისხლის მოცულობის 10%-მდე. სისხლის განმეორებითი აღება შესაძლებელია 3-4 კვირის შემდეგ. თუ საჭიროა ყოველ 24 საათში, მაშინ აღებული სისხლის მოცულობა არ უნდა აღემატებოდეს ცირკულირებადი სისხლის 1%-ს (საშუალოდ, 0.2 მლ-ს).

ლაბორატორიული ცხოველებიდან სისხლის შეგროვება შესაძლებელია:

- კუდის ვენიდან;
- ბარძაყის ვენიდან;
- რეტრო-ორბიტალური სინუსიდან;
ბრაქიალური სისხლძარღვებიდან;
- ღრუ ვენიდან;
გულიდან;
- სახის ვენიდან.

თაგვის გალიაში დაბრუნებამდე აუცილებელია სრული ჰემოსტაზის უზრუნველყოფა.



1. სისხლის შეგროვება იმ ადგილებიდან, რომელიც არ საჭიროებს ანესთეზიას:

- Saphenous vein (ვირთაგვა, თაგვი, ზაზუნა);
- Dorsal pedal vein (ვირთაგვა, თაგვი).

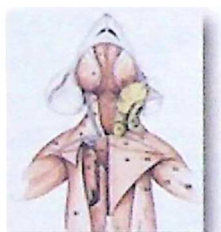
2. სისხლის შეგროვება იმ ადგილებიდან, რომელიც მოითხოვს ანესთეზიას (ადგილობრივი / ზოგადი ანესთეზია):

- კუდის ვენა (ვირთაგვა, თაგვი);
- კუდის ბელო (თაგვი);
- Jugular vein (ვირთაგვა, თაგვი);
- ორბიტალური სინუსი (ვირთაგვა, თაგვი);
- ყბის ვენა (ვირთაგვა, თაგვი);
- სისხლძარღვების კანულაცია (ვირთაგვა, თაგვი, ზაზუნა);
- Tarsal vein (ზაზუნა);
- ყურის მარგინალური ვენა / არტერია (კურდღელი),

3 ტერმინალური პროცედურა:

- გულის პუნქცია (ვირთაგვა, თაგვი, ზაზუნა);
- ორბიტალური სინუსი (ვირთაგვა, თაგვი);
- ქვემო ღრუ ვენა (ვირთაგვა, თაგვი).

ჰაზორატორიული თაგვის პერიფერიული სისხლის
წ ჰვენებლები იხილეთ დანართი N3-ში.



სისხლის აღების მეთოდები

15. დაავადების მოდელირება ლაბორატორიულ ცხოველებში.

კვლევაში გამოიყენება როგორც უჯიშო, გენეტიკურად მრავალფეროვანი, ასევე გენეტიკურად განსაზღვრული ხაზის თაგვები (NIH Swiss, Swiss Webster, ICR და CD-1).

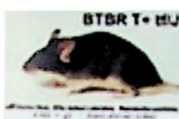
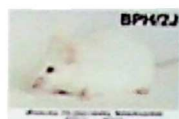
არსებობს 3000-ზე მეტი გენეტიკურად განსაზღვრული ხაზის თაგვი მათ შორის:

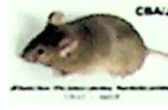
- ინბრედული თაგვები - კონკრეტული ხაზის თაგვები წარმოიქმნება მინიმუმ 20 თაობის და-ძმის დაწყვილებით და პრაქტიკულად იდენტურია იმავე ხაზის ყველა სხვა თაგვთან; C57BL / 6, BALB / c, C3H, FVB, 129, DBA და მათ შორის CBA ყველაზე ხშირად გამოყენებული ინბრედული ხაზია;
- ჰიბრიდული თაგვები - ეს თაგვები პირველი თაობის (F1) 2 განსხვავებული ინბრედული თაგვის შეჯვარებით მიიღება;
- რეკომბინანტული ინბრედული თაგვები - F1 ჰიბრიდების შეჯვარებით მიიღება მეორე თაობის (F2) თაგვები. შემდგომ, მათი ზედიზედ 20 თაობის და-ძმის დაწყვილების შედეგად მიიღება რეკომბინანტული ინბრედული თაგვები;
- ინბრედული თაგვები რომელთაც აქვთ სპონტანური მუტაციები. მაგალითად (C57BL/6J-Lepob) მასიურად მსუქანი თაგვები. იწვევს იმ გენის მუტაციას, რომელიც განაპირობებს ლეპტინის სინთეზს.

- კოიზოგენური ხაზი - თავგები განსხვავდებიან მხოლოდ ერთ გენში სპონტანურად განპირობებული მუტაციით. ამ ხაზის თავგების შექმნა შეიძლება ასევე ტექნოლოგიის გამოყენებით ("ნოკაუტირებული" თავგები);
- თავგები, რომლებსაც აქვთ ინდუცირებული მუტაციები - მუტაციების გამოწვევა შეიძლება ქიმიური ნივთიერებებით (მაგ., ეთილნიტროზურეა), დასხივებით ან რეტროვირუსებით. ამ კატეგორიაში ასევე შედის: ტრანსგენული თავგები, რომელთაც აქვთ საკუთარ დნმ-ში ხელოვნურად ჩასმული უცხო დნმ. მაგალითად ტრანსგენული თავგის ხაზი ამიოტროფული ლატერალური სკლეროზის მოდელის მისაღებად (Lou Gehrig's ლუ გერიგის დაავადება) . ასეთი თავგები შეიცავენ ადამიანის იმ გენის ასლებს, რომელიც აკოდირებს პათოლოგიური ფერმენტის სინთეზს (მაგ. B6SJLTgN [SOD1-G93A] 1Gur).
- ნოკაუტირებული მაუსები (Knockout mice) - ამ თავგებში ნორმალური გენი დაბლოკილია/არაფუნქციური ჰომოლოგიური რეკომბინაციის გზით. მაგ., B და T ლიმფოციტების განვითარებისთვის საჭირო გენის ბლოკირებით მიიღება იმუნოდეფიციტური თავგები (C57BL/6Jrag 1tm1 Mom).



სხვადასხვა ზაზის ლაბორატორიული თაგვები





დაავადების მოდელი იქმნება უჯრედულ კულტურაზე, ან ლაბორატორიულ ცხოველებზე (ადამიანის მსგავსი ფენოტიპით და სამკურნალო პრეპარატების მიმართ მსგავსი რეაქციით), რაც საშუალებას გვაძლევს დავაკვირდეთ და შევისწავლოთ ამა თუ იმ პათოლოგიური პროცესის, ან დაავადების განვითარების მექანიზმი, რაც აუცილებელია ეტიო-პათოგენეზული მკურნალობის მეთოდების შემუშავებისთვის.

მაგალითად:

მეტრაზოლის გამოყენება, ეპილეფსიის ცხოველური მოდელის მისაღებად;

იმუნოზაცია ავტოანტიგენთან იმუნური პასუხის მისაღებად (აუტოიმუნური დაავადების მოდელი, როგორიცაა ექსპერიმენტული აუტოიმუნური ენცეფალომიელიტი);

შუა ტვინის არტერიის ოკლუზია (იშემიური ინსულტის ცხოველური მოდელი);

სისხლის ინექცია თაგვების ბაზალურ განგლიებში, ჰემორაგიული ინსულტის მისაღებად;

სეფსისი და სეპტიური შოკის ინდუქცია ბარიერული ქსოვილების მთლიანობის დარღვევით და ცოცხალი პათოგენების, ან ტოქსინების შეყვანით;

ცხოველების პათოგენებით ინფიცირება, ადამიანის ინფექციური დაავადებების მოდელების მისაღებად;

ცხოველებში ნეიროტრანსმიტერების აგონისტების, ან სხვადასხვა ანტაგონისტების შეყვანა, ადამიანის ფსიქიკური აშლილობის მოდელირებისთვის;

გადანერგვადი ავთვისებიანი სიმსივნური შტამების, ქიმიური კანცეროგენების, ან მაიონიზებული გამოსხივების გამოყენება სიმსივნის წარმოსაქმნელად;

არსებობს გენეტიკურად შერჩეული, მაგ. დიაბეტური ე.წ. NOD თაგვები, დიაბეტის შესასწავლად;

- ცხოველების სხვადასხვა მოდელები გლაუკომის სამკურნალო წამლების სკრინინგისთვის და სპონტანურსიმპტონიანი თაგვები;

ვირთაგვებში ოვარიექტომიის გამოყენება ოსტეოპოროზის შესასწავლად;

- *Plasmodium yoelii*-ის გამოყენება, მალარიის მოდელის მისაღებად.

ჰიპერტენზიის მოდელის შესაქმნელად არსებობს მრავალი მოდელი. მაგალითად, რენო-ვასკულური ე.წ. H. Goldblatt-ის მეთოდი (2 თირკმელი + 1 კლიპი; 1 თირკმელი + 1 კლიპი).

ზოგადი ნარკოზის ქვეშ ხდება რეტროპერიტონეულ მიდამოში მარცხენა თირკმლის ექსპოზიცია, თირკმლის არტერიის განცალკევება ვენისა და ნერვისგან. თირკმლის იშემია გამოიწვევა ქრომის კლიპით არტერიის დოზირებული ლიგირებით (დiameterი - 0,2 მმ).



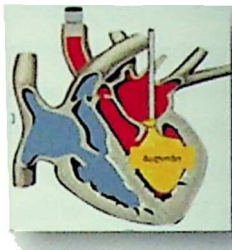
რენოვასკულური არტერიული ჰიპერტენზიის მოდელირება ლაბ. ვირთაგვებში (H. Goldblatt-ის მეთოდი (2 თირკმელი+1 კლიპი).

ჯანდაცვის მსოფლიო ორგანიზაციის მონაცემებით, მაღალ-განვითარებულ ქვეყნებში ლეტალური შემთხვევების დაახლოებით ნახევარი, კარდიო-ვასკულურ დაავადებებზე მოდის. აღნიშნულთან დაკავშირებით აქტუალურია კარდიოვასკულური დაავადებების სიღრმისეული შესწავლა სხვადასხვა ექსპერიმენტული მოდელების გამოყენებით. მაგალითად, ახალი ანტი-არიტმიული მედიკამენტების მოქმედების შესწავლისათვის და მათი კლასიფიკაციის გარკვეული ჯგუფში განსათავსებლად (Singh-Vaughan Williams-ის კლასიფიკაციის მიხედვით), ლაბორატორიულ ვირთაგვებში იყენებენ აკონიტინური, ადრენალინური, ბარიუმის ქლორიდით, კალციუმის ქლორიდით განპირობებული არითმიების მოდელებს. ანესთეზირებულ ვირთაგვებში, ოპერაციის გზით საუღლე ვენაში და საძილე არტერიაში იდგმება კათეტერი, ვირთაგვების კუდის ვენაში ხდება არითმოგენული აგენტების შეყვანა (ადრენალინი - 0,3 მგ/კგ, აკონიტინი - 0,04 მგ/კგ, კალციუმის ქლორიდი - 65 მგ/კგ, ან ბარიუმის ქლორიდი - 8 მგ/კგ), რის შემდეგაც წარმოებს არტერიული წნევის და გულის შეკუმშვათა სიხშირის რეგისტრაცია და მონიტორინგი ელექტროკარდიოგრაფის საშუალებით.

ლანგენდორფის მეთოდი საშუალებას გვაძლევს ექსპერიმენტული ცხოველის (ვირთაგვის, თაგვის, ან ზღვის გოჭის) იზოლირებულ გულზე დეტალურად შევისწავლოთ გულის მუშაობის ბიოქიმიური და ფიზიოლოგიური პარამეტრები, სხვადასხვა სამკურნალწამლო საშუალებების მოქმედების ეფექტები.

პეციალურად მომზადებული საკვები ხსნარით (მაგ. კრებს-ჰესელაიტის ხსნარი), კორონარების მუდმივი პერფუზიის პირობებში, შესაძლებელია განისაზღვროს კორონარული ნაკადის მოცულობითი სიჩქარე, მარცხენა პარკუჭში განვითარებული წნევა და მისი ცვლილების სიჩქარე, პერფუზატის ტემპერატურა, გულის

ელექტრული აქტივობა, გულის შეკუმშვათა სიხშირე და განვახორციელოთ ეკგ-ის მონიტორინგი.



იზოლირებული გულის მოდელი (ლანგენდორფის მეთოდი).

ექსპერიმენტის დასაწყისში, ნარკოტიზირებული და ჰეპარინიზირებული (თრომბოგენბოლიური გართულების პრევენციისთვის) ექსპერიმენტული ცხოველიდან ხდება გულის ამოღება, აორტის გამოყოფა, დამაგრება ლანგენდორფის მოწყობილობაზე (სპეციალურ კანულაზე) და გულის რეტროგრადული პერფუზია სისხლის შემცველი სსნარით. პარკუჭშიდა წნევის რეგისტრაციისთვის მარცხენა პარკუჭის შიგნით ათავსებენ ლატექსის ბალონს, რომელიც თავის მხრივ დაკავშირებულია წნევის მარეგისტრირებელ სენსორთან. გულის ნორმალური მუშაობისათვის აუცილებელია ადეკვატური ტემპერატურა და პერფუზიის წნევა. სსნარი მიედინება აორტაში რეტროგრადულად, აორტის სარქვლის დაკეტვის შედეგად კი კორონარულ არტერიებში, კორონარულ სინუსში, საიდანაც ხვდება მარჯვენა წინაგულში და სამკარიანი სარქვლის საშულებით მარჯვენა პარკუჭში. პერფუზატში გულის მუშაობის ნორმალიზების შემდეგ (8-10 წთ), შეიძლება შევუშვათ შესასწავლი სამკურ-

ნაღწამლო საშუალება და შევადაროთ უკვე არსებულს, გულის ფუნქციურ პარამეტრებზე დაკვირვების გზით როგორც ნორმის, ასევე, იშემია-რეპერფუზიის პირობებში.

16. ლაბორატორიულ ცხოველებზე განხორციელებული ინვაზიური/ქირურგიული პროცედურები და ჩატარების წესები.

ქირურგიული პროცედურების ჩასატარებლად საჭიროა:

1. მომზადდეს ოპერაციის გეგმა, პროტოკოლი და აღჭურვილობის ჩამონათვალი, რომელიც საჭირო იქნება ქირურგიული პროცედურის დაწყებამდე;
2. უნდა დარწმუნდეთ, რომ აღჭურვილობა/ინსტრუმენტები სტერილიზებულია და მომზადებულია გამოსაყენებლად. ინსტრუმენტების სპირტში მოთავსება არ არის სტერილიზაციის ეფექტური საშუალება;
3. ექსპერიმენტატორს/ქირურგს უნდა ეცვას შესაბამისი დამცავი ტანსაცმელი და დაიბანოს ხელები წესების დაცვით;
4. ცხოველის თავის და კიდურების დაფიქსირებისას ყურადღება უნდა მიექცეს, რომ არ დაირღვეს სუნთქვის პროცესი, ან არანორმალურ მდგომარეობაში არ დაფიქსირდეს ცხოველის კიდურები;
5. გამათბობელი ბალიშების გამოყენებისას, უნდა გაკონტროლდეს როგორც ცხოველის, ასევე, გამათბობელი ბალიშის ტემპერატურა;
6. ცხოველის ანესთეზია;

7. საოპერაციო არე/კანი უნდა გასუფთავდეს შესაფერისი სადეზინფექციო საშუალებებით (მაგ. ქლორჰექსიდინი, სპირტი);
8. ოპერაციის შემდეგ, ასისტენტმა ცხოველი უნდა გადაიყვანოს თბილ ინკუბატორში;
9. გამოყენების შემდეგ, თითოეული ინსტრუმენტი უნდა გასტერილდეს;
10. უნდა გაკეთდეს ოპერაციის დროს განხორციელებული პროცედურების ზუსტი აღწერა და ჩანაწერი.

ნებისმიერი ქირურგიული მანიპულაციის/ოპერაციის დროს ინფექციის თავიდან არიდებისათვის, აუცილებელია ასეპტიკის წესების დაცვა.

ასეპტიკა გულისხმობს, კრილობასთან შეხებაში მყოფი ყველა ინსტრუმენტის და სახმარი მასალის სტერილიზაციას, ან დეზინფექციას, რაც თავიდან გვარიდებს ქსოვილებში მიკრობთა მოხვედრას ჰაერიდან, ქირურგიული ინსტრუმენტებიდან, სახვევი მასალებიდან, შესაკერი ქირურგიული ძაფებიდან, ტამპონებიდან და სხვა. საოპერაციოში ჰაერის გაუვნებლობისთვის იყენებენ ულტრაიისფერ და ლუმინესცენტურ ლამპებს.

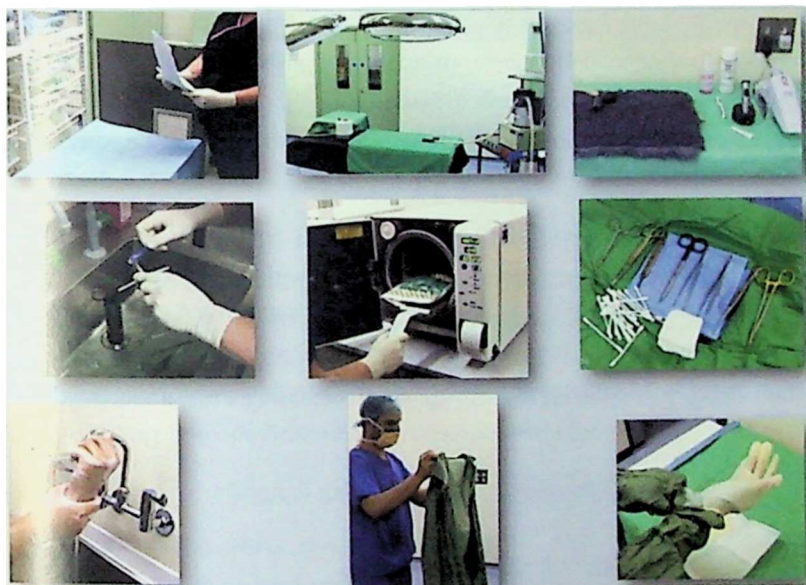
ანტისეპტიკა არის კრილობების, მის გარშემო მდებარე ქსოვილების და კრილობასთან შეხებაში მყოფი ყველა ქირურგიული ინსტრუმენტის გაუვნებლობა ქიმიური მადეზინფიცირებელი საშუალებებით, რაც უზრუნველყოფს დაზიანებულ ზონაში პათოგენური მიკრობების სიცოცხლის უნარიანობის დათრგუნვას. ანტისეპტიკა, თავის არსში, მოიცავს დაზიანებული/საოპერაციო არის გასუფთავებას და დაცვას ანთების გამომ-

წვევი სხვადასხვა პათოლოგიური ორგანიზმებისგან. არსებობს მექანიკური, ქიმიური და ბიოლოგიური ანტისეპტიკა.

მექანიკური ანტისეპტიკა გულისხმობს დაზიანებული კერიდან ექსუდატის, მკვდარი, დანეკროზებული ქსოვილის, უცხო საგნების და სხვათა მოცილებას.

ქიმიური ანტისეპტიკის დროს გამოიყენება ისეთი ქიმიური ნივთიერებანი, რომლებიც სპობენ, ან გამრავლების უნარს უკარგავენ ჭრილობის არეში არსებულ პათოგენურ მიკრო-ორგანიზმებს.

ბიოლოგიური ანტისეპტიკა ტარდება ანტიბიოტიკების, ბიო-ლოგიური პრეპარატების, მათ შორის ფაგების გამოყენებით.

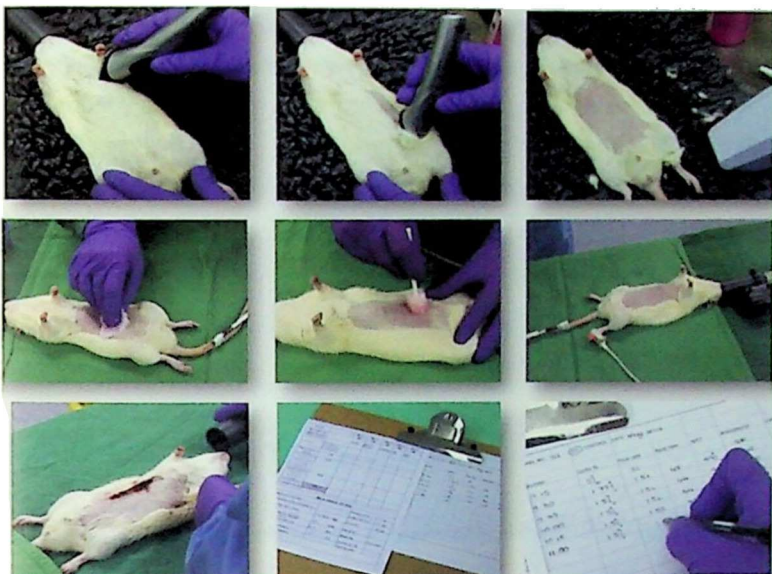


ქირურგიული მანიპულაციების დაწყების წინ რეკომენდებულია პრემედიკაცია, რაც გულისხმობს ცხოველისათვის ნერვული სისტემის დამაწყნარებელი, სედაციური/ ნეიოროლეფსიური საშუალებების მიცემას. ეს საშუალებები, განსხვავებით საძილესა და ბარბიტურატებისგან, არ არღვევენ ტვინის ნახევარსფეროების ფუნქციას. ისინი კონკრეტულად მოქმედებენ შუა ტვინზე და დროებით თრგუნავენ მას. შედეგად, ხდება რეფლექსების მოდუნება და ცხოველი ნაკლებად რეაგირებს გარეგან გაღიზიანებაზე. ამას გარდა, ეს საშუალებები ასუსტებს კუნთების ტონუსს, მათ შორის საყლაპავის, ხოლო მამრ ცხოველებში სასქესო ორგანოს ტონუსს, დაბლა სწევენ არტერიულ წნევას. ზოგიერთი ამ ჯგუფის პრეპარატი, ანტიჰისტამინური მოქმედებითაც ხასიათდება.

ვეტერინარიაში ანქსიოლიზური საშუალებები გამოიყენება ცხოველების სტრესული მდგომარეობის მოსახსნელად მაშინ, როდესაც ცხოველი შეშინებულია და აგზნებულია. მას იყენებენ ცხოველთა ტრანსპორტირების დროსაც, ასევე, რაიმე სამკურნალი პროცედურის ჩატარების წინ (აცრა, სისხლის აღება, ჩლიქების მოჭრა და ა.შ.).

ანქსიოლიზური საშუალებების გამოყენება ზოგადი ნარკოზის მიცემის წინ უზრუნველყოფს ოპერაციის უფრო მშვიდად ჩატარების შესაძლებლობას, აადვილებს ცხოველის ფიქსაციას. ასევე, გასათვალისწინებელია, რომ ამ ჯგუფის პრეპარატების გამოყენების შემდეგ, თუნდაც მცირე დოზებით, ნარკოზი არის უფრო ღრმა.





**ლაბორატორიულ ვირთაგვაზე ქირურგიული მანიპულაციის
ჩატარების პროცედურები.**

გაუტკივარება.

გაუტკივარებით უპირველესად ვიცავთ „3R“-ის პრინციპს. ამავედროულად, გაუტკივარებით ჩატარებული ოპერაციის დროს, ჭრილობები უფრო სწრაფად და კარგად ხორცდება. ასევე, გართულებებიც შედარებით ნაკლებად ვითარდება.

არჩევენ გაუტკივარების ორ სახეს:

- 1 ზოგადი ანესთეზია ანუ ნარკოზი;
- 2 ადგილობრივი გაუტკივარება ანუ ადგილობრივი ანესთეზია.

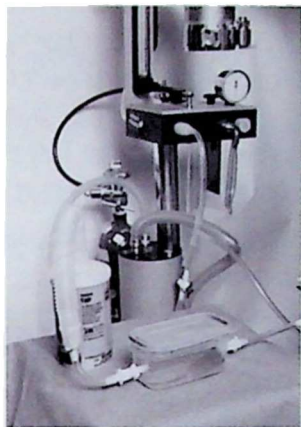
ნარკოზი არის ცენტრალური ნერვული სისტემის (ტვინის ქერქის) ღრმა შეკავება, გამოწვეული ქიმიური სამკურნალწამლო საშუალებებით, რის შედეგადაც ვითარდება ტკივილის შეგრძნების დაკარგვა, ჩონჩხის კუნთების მოდუნება და რეფლექსების დათრგუნვა, თუმცა, ისეთი სასიცოცხლო სისტემები, როგორიცაა გულსისხლძარღვთა და სასუნთქი სისტემა, განაგრძობენ მუშაობას.

ცხოველთა ნარკოზისთვის იყენებენ ეთერს, ქლოროფორმს, მორფინს, ქლორალჰიდრატს, ალკოჰოლს, თიოპენტალს, ჰექსენალს და სხვა საშუალებებს.

არსებობს ნარკოზის სხვადასხვა სახეობა:

1. სუფთა ნარკოზი - როდესაც ნარკოზისთვის მხოლოდ ერთ ნივთიერებას იყენებენ;
2. შერეული ნარკოზი - როდესაც ორი, ან რამდენიმე სანარკოზო ნივთიერების ნარევი შეჰყავთ ორგანიზმში ერთი გზით;
3. კომბინირებული ნარკოზი - როდესაც ორი, ან რამდენიმე სანარკოზო ნივთიერება შეჰყავთ ორგანიზმში სხვადასხვა გზით;
4. სრული ნარკოზი - როდესაც ცხოველს ეძლევა სანარკოზო ნივთიერების მთლიანი დოზა, რაც იწვევს ცხოველის გადასვლას ღრმა ძილის მდგომარეობაში;
5. არასრული ნარკოზი - ცხოველს ეძლევა სანარკოზო ნივთიერების დოზის მხოლოდ ნაწილი, რის გამოც ცხოველი ძილ-ღვიძილის მდგომარეობაშია;

6. შეხამებული ნარკოზი - როდესაც არასრულ ნარკოზთან ერთად, საოპერაციო არეზე ტარდება ადგილობრივი გაუტკივარება.



ინჰალაციური ანესთეზიის მოწყობილობა.

სანარკოზე საშუალებების ორგანიზმში შეყვანის გზები:

- ა) ინჰალაციური ნარკოზი - სანარკოზე საშუალებები ეძლევა სასუნთქი სისტემის გზით;
- ბ) პერორული ნარკოზი - სანარკოზე საშუალებები ეძლევა საკვებთან, ან წყალთან ერთად, ასევე, ცხვირ-ხახის ზონდის საშუალებით.
- გ) ინტრავენური ნარკოზი - სანარკოზე ხსნარები ორგანიზმში შეჰყავთ ინტრავენურად;

დ) სუბრექტალური ნარკოზი - სანარკოზე საშუალებები ორგანიზმში შეჰყავთ სწორი ნაწლავის გზით, ზეთებთან, ან სელის ნახარშთან ერთად;

ე) ინტრაპერიტონული ნარკოზი - სანარკოზე ხსნარები შეჰყავთ პერიტონეუმის ღრუში;

ვ) სუბკუტანეური და ინტრამუსკულური ნარკოზი - სანარკოზე საშუალებები შეჰყავთ კანქვეშ, ან კუნთებში;

ზ) ძვალშიდა ნარკოზი - სანარკოზე საშუალებები შეჰყავთ უშუალოდ ძვლის ტვინში.

თუ ნარკოზის გამოყენება აუცილებელი არ არის, უკეთესია ოპერაცია ჩატარდეს ადგილობრივი გაუტკივარებით.

ტკივილის მიმართ ძალზე მგრძნობარეა კანი და ლორწოვანი გარსები, შედარებით ნაკლებ მგრძნობიარეა კუნთები, ფილტვები, ძვლები, საშვილოსნო და ნაწლავები.

მგრძნობელობის გამოთიშვას საოპერაციო უბანში, სხვა სასიცოცხლო ფუნქციების შენარჩუნებით, ეწოდება

ადგილობრივი გაუტკივარება (ადგილობრივი ანესთეზია).

თუ გამოთიშულია მხოლოდ ტკივილის შეგრძნება, ასეთ მდგომარეობას ანალგეზია ეწოდება. თუ საოპერაციო უბანში, ტკივილის შეგრძნების დაკარგვასთან ერთად, დაკარგულია შეხებისა და ტემპერატურის შეგრძნებაც, ეს უკვე ანესთეზიაა.

ანესთეზია გულისხმობს ხელოვნურად, მედიკამენტური გზით გამოწვეულ მდგომარეობას, რომლის დროსაც მიზანმიმართულად ითრგუნება ცნობიერება, მეხსიერება და ტკივილის აღქმა.

ეს არის კონტროლირებადი და შექცევადი გონების დაკარგვა, რომელიც მიიღწევა ცნს-ზე ქიმიური აგენტების ზემოქმედებით.

ანესთეზიის მიზანია ტკივილის და ფიზიოლოგიური ფუნქციების ზედმეტად დათრგუნვის თავიდან აცილება.

საანესთეზიო ნივთიერებები მოქმედებენ ნერვულ დაბოლოებებზე, რის გამოც ირღვევა რეფლექსური რკალი, რომლის დარღვევაც იწვევს საოპერაციო უბნიდან ცენტრალურ ნერვულ სისტემამდე იმპულსების გადაცემის შეწყვეტას და ცხოველი ტკივილზე აღარ რეაგირებს. საანესთეზიო ნივთიერების სუსტი ხსნარები, საანესთეზიო მოქმედების გარდა, ნერვული სისტემის სუსტ გაღიზიანებასაც ახდენენ, რაც დადებითად მოქმედებს ქსოვილების სიცოცხლის უნარიანობაზე. პათოლოგიურ უბანში ძლიერდება ნივთიერებათა ცვლა, რეგენერაციის პროცესები და ჩქარდება ქრილობების შეხორცება. საანესთეზიო საშუალებებია: კეტამინი, პროპოფოლი, იზოფლურანი/ჰალოტანი.

ზოგადი ანესთეზია კეტამინის და ქსილაზინის (ამ კომბინაციის Bayer -ის ბრენდული დასახელებაა - Rompun) ინტრა-პერიტონული ადმინისტრირებით (Ketamine, 100 მგ/კგ და Xylazine, 5-10 მგ/კგ) მოქმედებს 30 წუთის განმავლობაში.

თაგვებსა და ვირთაგვებში ინჰალაციური საანესთეზიო საშუალების გამოყენებისას საჭიროა სპეციალური ჩანაწერის შექმნა და სასიცოცხლო მაჩვენებლების მონიტორინგი ცხოველის სრულ გამოჯანმრთელებამდე. ხანმოკლე პროცედურების ჩატარებისას კი (მაგ., სისხლის შეგროვება, კუდის ვენის ინექცია და ა.შ.), რაც იწვევს ხანმოკლე ტკივილს, ჩანაწერის გაკეთება აუცილებელი არ არის.

ანესთეზიის გამოყენებისას, პროცედურის დამთავრების შემდეგ ჩანაწერში ფიქსირდება:

- თარიღი;
- ძირითადი მკვლევარის სახელი/გვარი;

- ცხოველის საიდენტიფიკაციო ნომერი;
- სახეობა;
- წონა;
- ჩატარებული პროცედურა;
- გამოყენებული აგენტი/აგენტები;
- საანესთეზიო საშუალები და დოზა;
- მიღების გზა;
- ანესთეზიის დაწყების დრო;
- ანესთეზიიდან გამოსვლის დრო
- ეუთანაზიის მეთოდი.

ბარბიტურატების რეკომენდებული დოზები.

პრეპარატი	დოზა	ეფექტი
ფენტობარბიტალი	50-90 მგ/კგ	ხანგრძლივი კარდიო- რესპირაციული დეპრესია, ჰიპოტენზია.
თიოპენტლი	30-40 მგ/კგ	ხანმოკლე კარდიო- რესპირაციული დეპრესია, ჰიპოტენზია.

ტრიბრომოეთანოლის რეკომენდებული დოზები.

პრეპარატი	დოზა	ეფექტი
ტრიბრომოეთანოლი	240 მგ/კგ	პერიტონიტი, ილუუსი, ადჰეზიები, სიკვდილი ხელმეორე ადმინისტრირებისას.

რეკომენდებული დოზები.

პრეპარატი	დოზა	ეფექტი
კეტამინი	80-100 მგ/კგ	მხოლოდ სედაცია
თილეტამინი + ზოლაზეკამი	40/80 მგ/კგ	მხოლოდ სედაცია

17. ლაბორატორიული ცხოველების ეუთანაზია (ეუთანაზიის მეთოდები).

ეუთანაზია - ეს არის ლაბორატორიული ცხოველების ჰუმანური მოკვდინების პროცესი, რომელიც იწვევს გონების დაკარგვას და სიკვდილს მინიმალური ტკივილით, დისკომფორტით და დისტრესით. იმისათვის, რომ მოხდეს ცხოველთა ტანჯვის პრევენცია, საჭიროა ეუთანაზიის დროული ჩატარება.

ცხოველთა მოვლისა და გამოყენების ინსტიტუციური კომიტეტების პროტოკოლები აუცილებლად უნდა შეიცავდნენ ეუთანაზიის მეთოდების და სიკვდილის კონსტატაციის აღწერილობას.

ეუთანაზიის მეთოდებია:

ინჰალაციური (სხვადახვა აირებით):

- CO, CO₂, ან საანესთეზიო ანესთეტიკის - Halothane-ის ინჰალაცია (სპეციალურ კამერაში, ან ნილბის გამოყენებით) წინასწარი სედაციის/ანესთეზიის გამოყენებით, ან მის გარეშე;

ფიზიკური მეთოდები:

- დეკაპიტაცია (წინასწარი სედაციის/ანესთეზიის გამოყენებით, ან მის გარეშე);
- კისრის დისლოკაცია (კურდღლების, თაგვების, ვირთაგვების);
- მაცერაცია (პატარა ნაწილებად დანაწევრება 1 დღის ფრინველების შემთხვევაში);
- მაღალი ინტენსივობის მიკროტალღური გამოსხივება - ტვინზე ზემოქმედება (მხოლოდ მღრღნეულებში, კლავს 1 წამში);
- იარაღით მოკვლა, როდესაც ცხოველი უგონო მდგომარეობაშია;
- ელექტროშოკი, როდესაც ცხოველი უგონო მდგომარეობაშია;
- ტვინის ფუძეში საგნის მოთავსება/გახვრეტა, როდესაც ცხოველი უგონო მდგომარეობაშია;
- ნელი, ან სწრაფი გაყინვა, აიროვანი ემბოლიზმი, წინასწარი ანესთეზიის გამოყენებით.

დანართი N1

განაცხადი ცხოველებზე ექსპერიმენტების ჩატარების ნებართვის შესახებ

**(წარსადგენია თბილისის სახელმწიფო სამედიცინო
უნივერსიტეტის ცხოველებზე წარმოებული კვლევის ეთიკის
კომიტეტში)**

**Application for the permission on experiments on animals
(Submitted to the Tbilisi State Medical University Ethics Committee on
Animal Research)**

ნაწილი/Part A

1. განმცხადებელი ორგანიზაციის დასახელება და მისამართი
/ Name and address of the organization:
2. განმცხადებელი ორგანიზაციის საიდენტიფიკაციო
კოდი/Registration number:
3. ცხოველების საშენის (მიმწოდებლის) დასახელება,
მისამართი, საიდანაც იგეგმება ცხოველების შემოყვანა/
Name and address of breeder from which animals acquired:
4. ადგილი, სადაც ამჟამად იმყოფება ცხოველები /Place, where
the animals are presently kept:
5. ადგილი, სადაც იწარმოებს ექსპერიმენტი /Place, where the
experiment is to be performed:
6. ექსპერიმენტების დაწყების სავარაუდო თარიღი და
ხანგრძლივობა /Date on which the experiment is to commence
and duration of experiment:
7. კვლევის ხასიათი (საბაზისო/საგანმანათლებლო

**/(სარეგულაციო) / Type of research involved (Basic Research /
Educationa / Regulatory):**

პროექტის ხელმძღვანელი (გვარი, სახელი, თანამდებობა)/

Principal/investigator (Full Name, Position):

ხელმოწერა / signature:

თარიღი / date:

**პროექტის მოკლე რეზიუმე
(არა უმეტეს 1 გვერდისა)**

**Brief summary of the project
(not more than one page)**

--

პროექტის ხელმძღვანელი (გვარი, სახელი, თანამდებობა)/

Principal investigator (Full Name, Position):

**საკონტაქტო ინფორმაცია (კვლევის ხელმძღვანელის და
მკვლევართა ჯგუფის ერთ-ერთი წევრის კოორდინატები,
რომელსაც ექნება სრული ინფორმაცია კვლევის მიმდინარეობის
შესახებ) / Contact information (the PI and one of the research team
members, who will have full information about the research process).**

№	სახელი, გვარი	დეპარტამენტი	თანამდებობა	ტელ. /
	Full name	research unit	ა	phone
			position	e-mail

1

2

დეკლარაცია: ვადასტურებ, რომ აღნიშნული პროექტის ფარგლებში გამოყენებული თითოეული ცხოველი იქნება ცხოველებზე წარმოებული კვლევების და მოვლის საერთაშორისოდ დადგენილი დებულებებით გათვალისწინებული პირობების სრულ შესაბამისობაში.

საკუთარ თავზე ვიღებ პასუხისმგებლობას, რომ ექსპერიმენტში მონაწილე თითოეული პირი ექსპერიმენტულ კვლევას/პროცედურას შეასრულებს წარმოდგენილი პროტოკოლის მიხედვით და სამუშაო შესრულდება გეგმის/განრიგის მიხედვით.

ასევე ვიღებ პასუხისმგებლობას, რომ ექსპერიმენტის ფარგლებში ნებისმიერ ცვლილებას განვახორციელებ და ექსპერიმენტს განვაგრძობ თსსუ-ის ცხოველებზე წარმოებული კვლევის ეთიკის კომიტეტთან შეთანხმებით.

Declaration: I hereby certify that each animal used in the said project will be treated in full compliance with the conditions set out in the International Animal Use and Care Regulations.

I assume that each person participating in the experiment will perform the experimental research / procedure according to the protocol provided and that the work will be performed according to the plan / schedule.

I will also be responsible for making any changes within the experiment and continuing the experiment in agreement with the TSMU Animal Research Ethics Committee.

პროექტის ხელმძღვანელი (გვარი, სახელი, თანამდებობა)/

Principal investigator (Full Name, Position):

ხელმოწერა / **Signature:**

თარიღი / **Date:**

ნაწილი / Part B

კვლევის პროტოკოლი / Research Protocol

1. პროექტის დასახელება / Project / Program / Thesis Title:

2. პროექტის ხელმძღვანელ(ებ)ი (სახელი, გვარი, წოდება, თანამდებობა, ორგანიზაცია, სამეცნიერო ერთეული, საკონტაქტო ტელ., e-mail) / Principal Investigator(s) (Full Name, Title, Position, Organization, Researchunit, Contact information (phone, e-mail):

2.1. ---

2.2. ---

3. ცხოველებზე ექსპერიმენტების ჩატარების უფლებამოსილი პირ(ებ)ი :

Individual(s) authorized to conduct experiments on animals:

სახელი, გვარი, FullName	თანამდებობა Position	კვალიფიკაცია Qualification	ტელ., e-mail phone, e-mail)
3.1.			
3.2.			
3.3.			
3.4.			

4. ექსპერიმენტის სახე / Type of research:

- კვლევითი / basic research

- სასწავლო / educational

4.1. ფინანსდება თუ არა წარმოდგენილი პროექტი
(კვლევა) / Funding:

- დიახ / yes
- არა / no
- მომლოდინე / pending

4.2. დამფინანსებელი ორგანიზაცია / Funding
source:

5. პროექტის დაწყების თარიღი / Date of initiation of
the project:

6. პროექტის დასრულების თარიღი / Date of
completion of the project:

7. ექსპერიმენტის/კვლევის ხანგრძლივობა (თვეების
რაოდენობა) / Duration of the project (Number of months):

8. პროექტის რეზიუმე (არაუმეტეს ერთი გვერდისა)

Project summary (no more than one page):

9. ცხოველები / Animals:

9.1. სახეობა / Species/Common name:

- 9.2. ასაკი / მასა / Age / weight:
- 9.3. სქესი / Sex:
- 9.4. რაოდენობა / Number to be used:
- 9.5. ცხოველების გამოყენების დრო / Number of days each animal will be housed:

10. ლაბორატორიული ცხოველების გამოყენების დასაბუთება / Rationale for animal usage:

- 10.1. რატომ არის ცხოველების გამოყენება აუცილებელი? / Why is animal usage necessary for these studies?
- 10.2. რატომ არის არჩეული ცხოველების კონკრეტული სახეობა/ები? / Why are the particular species selected required?
- 10.3. რით არის განპირობებული ცხოველების რაოდენობა? / Why is the estimated number of animals essential?
- 10.4. ჩატარებულა თუ არა მსგავსი ექსპერიმენტები წარსულში თქვენს, ან სხვის მიერ რომელიმე სხვა დაწესებულებაში? თუ „კი“ მოკლედ აღწერთ, რამდენ ცხოველზე და რა შედეგი იქნა მიღებული: / Are similar experiments conducted in the past? If so, the number of animals used and results obtained in brief.

11. პროცედურების აღწერილობა / Description of animal manipulations:

ა. ჩამოთვალეთ და აღწერეთ ყველა ცხოველზე ჩასატარებელი / List and describe all:

- ინვაზიური დაპოტენციურად სტრესული არაინვაზიური პროცედურა / *invasive and potentially stressful non-invasive procedures.*

ბ. წარადგინეთ პროცედურების/ინექციების დ ეტალები:

/ Description of animal manipulations

- ნაერთები: / *Substances*
 - დოზა/მოცულობა: / *dose, volume*
 - შეყვანის მეთოდი: / *route of administration*
- სისხლის აღება (მოცულობა, ადგილი) / *Blood withdrawal (volume, route):*
- დასხივება (დოზა და განრიგი): / *Radiation (dose, regimen)*

12. შეზღუდულია თუ არა ტკივილგამაყუჩებელი, ან საანესთეზიო საშუალებების გამოყენება მტკივნეული პროცედურების ჩატარების დროს / Does the protocol prohibit use of anesthetic or analgesic for the conduct of painful procedures?

- არა / *No*
- კი (მიეცით განმარტება) / *Yes (provide explanation and justification):*

13. გაუტკივარება / *pain relief:*

- საანესთეზიო საშუალება / *anesthetic drugs:*
- დოზა / *dose:*
- ადმინისტრირება / *administration route:*

14. ჩასატარებელია თუ არა ქირურგიული ჩარევა / Will survival surgery be done?

- არა / No
- კი / Yes

თუ «კი», აღწერეთ შემდეგი / If Yes, provide the following information:

ა. ყველა ქირურგიული პროცედურა (ასეპტიკის მეთოდის ჩათვლით) / List and description of all such surgical procedures (including methods of asepsis):

ბ. პერსონალი (სახელი, გვარი, კვალიფიკაცია, გამოცდილება / Names, qualifications and experience levels of operators:

გ. ცხოველების პოსტოპერაციული მოვლა / Description of post-operative care:

15. გათვალისწინებულია თუ არა განმეორებითი ქირურგიული ჩარევა ერთი და იგივე ცხოველზე / Is major survival surgery to be performed more than once on a single individual animal?

- არა / No
- კი (მიეცით განმარტება) / Yes (provide explanation and justification)

16. პოსტ-ექპერიმენტული მეთოდები / Methods of disposal post-experimentation:

- 16.1. ევთანაზია (სპეციფიკური მეთოდი) / Euthanasia (Specific method):
- 16.2. ნარჩენების უტილიზაციის მეთოდი / Method of carcass disposal :
- 16.3. რეაბილიტაცია /Rehabilitation:
17. მავნე აგენტების გამოყენება /Use of hazardous agents
 - 17.1. რადიონუკლიდები კი/არა / Radionuclides y/n:
 - 17.2. მიკროორგანიზმები კი/არა / Microorganisms y/n:
 - 17.3. მავნე ქიმიკატები, ან პრეპარატები კი/არა / Hazardous chemicals or drugs: y/n:
 - 17.4. რეკომბინანტური დნმ კი/არა / Recombinant DNA: y/n:
 - 17.5. სხვა (მიუთითეთ) კი/არა /Any other (give name) y/n:
18. ცხოველების ტრანსპორტირების მეთოდები (ასეთის საჭიროების შემთხვევაში) / Animal transportation methods (if extra-institutional transport is envisaged):
19. პროექტის ხელმძღვანელის სახელი, გვარი / Name of Principal Investigator:

**მკვლევარის დეკლარაცია /
Investigator's declaration**

1. ვადასტურებ, რომ გამაჩნია სათანადო კვალიფიკაცია და გამოცდილება ცხოველებზე ექსპერიმენტების

ჩატარებისთვის / I certify that I am qualified and have experience in the experimentation on animals;

2. ვადასტურებ, რომ დაგეგმილი შესასრულებელი პროცედურებისთვის სამეცნიერო ლიტერატურაში არ მოიძებნება ანესთეზიის ისეთი ალტერნატივა, რომელიც ცხოველში გამოიწვევს ნაკლებ ტკივილს და დისტრესს / I certify that I have reviewed the pertinent scientific literature and have found no valid alternative to any procedure described here in which may cause less pain, or distress;

3. ვადასტურებ, რომ ექსპერიმენტის განხორციელება დაიწყება მხოლოდ კომიტეტში განხილვის, დამტკიცების და წერილობითი დასტურის მიღების შემდეგ / I certify that performance of experiment will be initiated only upon review and approval of scientific intent by the approving ethical committee;

4. ვადასტურებ, რომ კომიტეტთან შეთანხმების გარეშე და შესაბამისად თანხმობი სმილებამდე არ შევიტან რაიმე მნიშვნელოვან ცვლილებას წარმოდგენილ კვლევაში / I will obtain approval from the approving ethical committee before initiating any significant changes in this study;

5. ვადასტურებ, რომ სათანადოდ შევინახავ ყველა ჩანაწერს დამტკიცებული კვლევის მთელი პერიოდის განმავლობაში /

I shall maintain all records generated in the course of this protocol throughout the entire period of approval;

6. ვადასტურებ, რომ დავიცავ კომიტეტის ყველა მოთხოვნას

/I certify that I will follow all requirements of the Committee.

პასუხისმგებელი შემსრულებელი:

Principal Investigator:

თარიღი:

ლაბორატორიული უსაფრთხოების კვლევა.

**მოთხოვნები რომელსაც უნდა აკმაყოფილებდეს
ბიოუსაფრთხოების დონე 1 ლაბორატორია.**

შემოწმების ოქმის ფორმა/კითხვარი

მდებარეობა:

თარიღი:

ლაბორატორიაზე პასუხისმგებელი პირი:

შემოწმებულია (შემოწმების თარიღი):

დიახ - ☐

არა - ☐

არ ეხება - ☐

კომენტარი

ლაბორატორია

სათანადო წარწერები:

**ულტრაიისფერი სინათლე, ლაზერი, რადიოაქტიური მასალა და
ა.შ ☐ ☐ ☐**

არსებობს და სარგებლობენ ბიოუსაფრთხოების სათანადო

სახელმძღვანელოთი ☐ ☐ ☐

ლაბორატორიულ აღჭურვილობას ადევს სათანადო იარაღები
(ბიოლოგიური საფრთხე, რადიოაქტიური, ტოქსიური, და ა.შ.)

..... □ □ □

ლაბორატორიის დიზაინი

გასაწმენდად ადვილადაა მოწყობილი..... □ □ □

ოთახში ულტრაიისფერი სინათლე დაკავშირებულია ჩამკეტთან

..... □ □ □

ყველა თარო უსაფრთხო □ □ □

მაგიდის ზედაპირები წყალგაუმტარი და მჟავების, ტუტეების,

ორგანული გამხსნელებისა და გაცხელებისადმი მდედგია □ □ □

არის ადეკვატური განათება□ □ □

არის და სწორად გამოიყენება სასაწყობე ადგილები□ □ □

გაზის ბალონები ყველა ბალონი უსაფრთხოადაა □ □ □

სახურავები სათანადო ბალონებზე□ □ □

მხუთავი და საშიში გაზები მხოლოდ ვენტილირებულ ოთახებშია

..... □ □ □

არის დამატებითი ან ცარიელი ბალონები□ □ □

ქიმიკატები

აალებადები აალებადების შესანახ კაბინეტშია □ □ □

ზეჟანგის წარმომქმნელებზე არის ორმაგი თარიღი (მიღების და
გახსნის) □ □ □

ქიმიკატები სწორადაა განლაგებული □ □ □

საშიში ქიმიკატები თვალის დონეზე მაღლა ინახება ☐ ☐ ☐

ქიმიკატები დევს იატაკზე ☐ ☐ ☐

ქიმიკატების კონტეინერები თავახდილადაა დატოვებული ☐☐☐

ყველა ხსნარს ადევს სწორი იარლიყი☐ ☐ ☐

გამოიყენება ვერცხლისწყლიანი თერმომეტრები ☐ ☐ ☐

მაცივრები/საყინულები/ცივი ოთახები ინახა ადამიანის საკვები
..... ☐ ☐ ☐

აალებადები აფეთქებისადმი მედეგ/ უსაფრთხო ჭურჭელში.....☐☐☐

კანცეროგენებს, რადიოაქტიურ ან ბიოლოგიური საფრთხის
შემცველებს გარედან ადევს იარლიყი☐ ☐ ☐

ითახს გააჩნია საავარიო გამოსასვლელი ☐ ☐ ☐

ელექტროაღჭურვილობა

არის დამაგრებელბლები ☐ ☐ ☐

როზეტები დამიწებულია და სწორი პოლარობა აქვს☐ ☐ ☐

შეერთება ნიჟარების მახლობლად, შხაპების ქვეშ, და ა.შ☐☐ ☐

აღჭურვილობა გაქეჩილი ან დაზიანებული მავთულებით☐☐ ☐

გადატვირთული როზეტები ან ხაზები☐ ☐ ☐

სწორი დამცავები ელექტროხაზებში..... ☐ ☐ ☐

ელექტრო როზეტები წყალმომარაგების წყაროს მახლობლად
ადგილობრივ წესებთან თანხმობაშია..... ☐ ☐ ☐

ელექტროხაზებზე არის დამიწება ☐ ☐ ☐

გადასატანი გამათბობლები ☐ ☐ ☐

პირადი დაცვის აღჭურვილობა

ლაბორატორიაში არის თვალის საბანი ☐ ☐ ☐

არის უსაფრთხოების შხაპი ☐ ☐ ☐

არის პირადი დაცვის აღჭურვილობა (ხელთათმანები, ხალათები, სათვალეები და ა.შ.). ☐ ☐ ☐

თანამშრომლები სწორად არიან ჩაცმული ☐ ☐ ☐

ლაბორატორიული ხალათები, პიჯამოები, ხელთათმანები და პირადი დაცვის სხვა ტანსაცმელი ლაბორატორიის გარეთ არ აცვიათ ☐ ☐ ☐

კრიოგენული შენახვისათვის გამიზნული პირადი დაცვის აღჭურვილობა ☐ ☐ ☐

ნარჩენების მენეჯმენტი

ნარჩენების არასწორი განადგურების ფაქტები ☐ ☐ ☐

ნარჩენები სათანადო კონტეინერებშია მოთავსებული..... ☐ ☐ ☐

ქიმიურ ნარჩენებიან კონტეინერებს ადევს იარაღიყები, თარიღი დათავდახურულია ☐ ☐ ☐

ქიმიურ ნარჩენებიან კონტეინერებს სწორად ეპყრობიან და ინახავენ ☐ ☐ ☐

ბასრი საგნების კონტეინერები სწორად გამოიყენება და ნადგურდება ☐ ☐ ☐

იატაკზე ნაგავი არ ყრია ☐ ☐ ☐

პროფესიული ჯანმრთელობა და უსაფრთხოება

არსებობს პროფესიული ჯანმრთელობა და უსაფრთხოების

პროგრამები ☐ ☐ ☐

საფრთხის შეტყობინება ☐ ☐ ☐

რესპირატორული დაცვა ☐ ☐ ☐

სმენის კონსერვაცია ☐ ☐ ☐

ფორმალდეჰიდის მონიტორინგი ☐ ☐ ☐

ეთილენის ოქსიდის მონიტორინგი ☐ ☐ ☐

ანესთეზიის გაზის მონიტორინგი ☐ ☐ ☐

ძირითადი საინჟინრო კონტროლები

ლაბორატორიაში ჰაერის ნაკადი უარყოფითია ძირითად

სათავსოსთან, დერეფანთან დასაოფისე ფართებთან

შედარებით..... ☐ ☐ ☐

ნიჟარების მანუეტები და საკანალიზაციო მილებიკლაპანების

მიგავსად მოქმედებს ☐ ☐ ☐

აირის ხელსაბანები ☐ ☐ ☐

აპარატურის გამოყენებული ნაწილები (ბორბლები, კბილანები)

.. ☐ ☐ ☐

ღაბ. მაგიდეზე ვაკუუმიანი წყალგამტარები ფილტრებით და

ტრაპებით არის აღჭურვილი ☐ ☐ ☐

წყალმომარაგებაში არსებობს წყლის უკუდინების საფრთხე

.....☐ ☐ ☐

წყლის სადისტილაციო სისტემები კარგ მდგომარეობაშია.....☐ ☐ ☐

არსებობს და ეფექტურია ფეხსახსრიანებისა და მღრღნელების
კონტროლის პროგრამები□ □ □

ზოგადი პრაქტიკა და პროცედურები

ადამიანის საკვები ლაბორატორიის გარეთ ინახება □ □ □

მიკროტალღურ ღუმელ(ებ)ს ნათლად აწერია “არასაკვების

მოსამზადებლად, მხოლოდ ლაბორატორიული

საქმიანობისათვის” □ □ □

ლაბორატორიაში ადგილი აქვს სმა-ჭამას, მოწევას და/ან

კოსმეტიკის გამოყენებას □ □ □

წნევის ქვეშ მყოფი შუშის კონტეინერებს ლენტი აქვს გადაჭერილი

ან ფარის ქვეშ იმყოფება (მაგ., ვაკუუმიან ჭურჭელში) □ □ □

აკრძალულია პირით პიპეტირება □ □ □

ადგილზეა და გამოიყენება პიპეტირების მექანიკურისაშუალებები

.....□ □ □

დამცავი ლაბორატორიული ტანსაცმელი ქუჩის

ტანსაცმლისაგან განსხვავებულად ინახება□ □ □

საერთო ლაბორატორიული მეურნეობა

იატაკზე დევს შუშის ჭურჭელი..... □ □ □

არსებობს წაბორძიკების, ფეხის წამოკვრის საშიშროება□ □ □

სუფთა საადსორბციო საფენები მაგიდეებზე □ □ □

გატეხილ შუშის ჭურჭელს მექანიკური საშუალებებით იღებენ

(ჯაგრისი ან მტვრის ჩვარი, პინცეტი, და ა.შ.) □ □ □

ხანძარსაწინააღმდეგო დაცვა

დასასხურებლის თავები სუფთა და დაუზიანებელია ☐ ☐ ☐

ღია კაბელები კედლებში, ქერსა და იატაკში, და ა.შ.☐ ☐ ☐

კარის ღიობებში გამავალი კაბელები ან მილები☐ ☐ ☐

ლაბორატორიაში გასავლელების მინიმალური სიგანე 1 მ☐ ☐ ☐

საკანალიზაციო ან გამანათებელ გაყვანილობაზე დახვევა

.....☐ ☐ ☐

ლაბორატორიაში ინახება ზედმეტი აალებადი მასალა☐ ☐ ☐

გასათბობი მუდმივი ტემპერატურის აბაზანები ☐ ☐ ☐

აღჭურვილია წყლის დაბალი დონისა და ზედმეტად გადახურების

დამბლოკი სისტემით☐ ☐ ☐

დამზადებულია არააალებადი მასალისაგან ☐ ☐ ☐

უ საფრთხოების კვლევის კვლევის ჩატარების ჩამტარებელი პირის

ხ ქლმოწერა:

o არილი:

ლბორტორიული თავგების ჰემატოლოგიური მაჩვენებლები.

		Swiss Webster (n = 40)	C57BL/6 (n = 49)	BALB/c (n = 42)
Hemoglobin (g/dL)	Range	11.1 – 14.8	11.2 – 16.4	11.6 – 15.8
	Mean ± SD	12.1 ± 1.3	12.9 ± 1.4	13.4 ± 1.4
Hematocrit (%)	Range	32.1 – 46.5	33.5 – 47.8	37.4 – 51.7
	Mean ± SD	37.6 ± 3.6	39.6 ± 3.9	42.6 ± 2.8
Red blood cells (x10 ⁶ /mm ³)	Range	5.2 – 10.4	6.1 – 10.7	7.1 – 9.5
	Mean ± SD	8.1 ± 1.0	8.7 ± 1.0	8.9 ± 0.9
MCV (fL)	Range	44.2 – 58.5	43.4 – 47.8	41.5 – 57.4
	Mean ± SD	46.7 ± 2.0	45.3 ± 1.8	47.9 ± 3.6
MCH (pg)	Range	14.0 – 18.7	14.8 – 17.6	14.1 – 18.4
	Mean ± SD	15.1 ± 1.1	14.9 ± 0.9	15.1 ± 1.0
MCHC (%)	Range	28.4 – 38.5	29.3 – 35.9	30.5 – 34.2
	Mean ± SD	32.3 ± 2.7	32.5 ± 1.3	31.8 ± 2.5
Reticulocytes (%)	Range	3.1 – 5.4	3.8 – 4.2	3.0 – 5.8
	Mean ± SD	3.5 ± 0.2	6.7 ± 0.4	3.8 ± 0.2
Leukocytes (x10 ³ /mm ³)	Range	1.9 – 7.0	1.8 – 5.2	1.5 – 4.8
	Mean ± SD	2.5 ± 1.4	2.2 ± 0.9	2.6 ± 0.9
Platelets (x10 ³ /mm ³)	Range	315 – 758	285 – 890	325 – 888
	Mean ± SD	607 ± 116	627 ± 146	602 ± 121

SD: standard deviation

Parameters		Swiss Webster (n=30)		C57BL/6 (n=32)		BALB/c (n=28)	
		(/mm ³)	%	(/mm ³)	%	(/mm ³)	%
Segmented neutrophils	Range	200 – 800	10 – 23	100 – 600	8 – 20	300 – 900	11 – 29
	Mean ± SD	341 ± 151	13.7 ± 4.5	335 ± 46	12.0 ± 1.1	625 ± 87	21.6 ± 1.7
Eosinophils	Range	0 – 80	0 – 3	0 – 40	0 – 3	0 – 80	0 – 5
	Mean ± SD	17.6 ± 1.5	0.5 ± 0.1	13.7 ± 1.4	0.6 ± 0.2	17.0 ± 15.1	0.7 ± 0.4
Basophils	Range	0 – 40	0 – 1	0	0	0 – 60	0 – 1
	Mean ± SD	5.2 ± 3.7	0.2 ± 0.1	0	0	7.6 ± 5.3	0.1 ± 0.1
Lymphocytes	Range	1000 – 3100	74 – 90	1000 – 3200	76 – 91	900 – 3200	65 – 87
	Mean ± SD	2164 ± 736	85.0 ± 4.5	2264 ± 169	86.7 ± 1.6	2104 ± 217	74.2 ± 2.4
Monocytes	Range	0 – 80	0 – 5	0 – 80	0 – 4	0 – 200	0 – 6
	Mean ± SD	18.5 ± 2.2	0.7 ± 0.1	21.5 ± 3.1	0.9 ± 0.3	49.3 ± 19.3	3.1 ± 0.6

SD: standard deviation

Parameters		Swiss Webster (n = 40)	C57BL/6 (n = 49)	BALB/c (n = 42)
Total proteins (g/dL)	Range	3.2 – 5.9	4.4 – 5.8	4.5 – 5.8
	Mean $\pm$ SD	5.1 $\pm$ 0.2	5.3 $\pm$ 0.4	5.2 $\pm$ 0.4
Albumin (g/dL)	Range	2.5 – 3.4	1.4 – 3.1	1.3 – 3.2
	Mean $\pm$ SD	2.8 $\pm$ 0.1	2.5 $\pm$ 0.3	2.1 $\pm$ 0.2
Glucose (mg/dL)	Range	130 – 210	150 – 275	75 – 128
	Mean $\pm$ SD	158 $\pm$ 4	185 $\pm$ 15	112 $\pm$ 15
Cholesterol (mg/dL)	Range	80 – 150	80 – 100	117 – 150
	Mean $\pm$ SD	73 $\pm$ 10	89 $\pm$ 9	135 $\pm$ 6
Triglycerides (mg/dL)	Range	70 – 150	80 – 120	62 – 155
	Mean $\pm$ SD	130 $\pm$ 7	100 $\pm$ 10	106 $\pm$ 13
Calcium (mg/dL)	Range	4.2 – 9.9	5.7 – 10.3	6.6 – 9.8
	Mean $\pm$ SD	8.2 $\pm$ 0.4	7.6 $\pm$ 0.3	8.0 $\pm$ 0.2
Phosphorus (mg/dL)	Range	5.2 – 10.8	4.0 – 9.6	5.1 – 10.2
	Mean $\pm$ SD	6.7 $\pm$ 0.5	5.6 $\pm$ 0.5	6.7 $\pm$ 1.4

SD: standard deviation

საანალგეზიო საშუალებები. დოზა, შეყვანის გზა და მოქმედების ხანგრძლივობა |

Analgesic	Dosage	Route	Duration of Effect
Morphine	2–10 mg/kg	IP, SC	2–4 h
Coxymorphone	0.1–0.3 mg/kg	SC	3–4 h
Buprenorphine	1.5–2.5 mg/kg	SC	3–5 h
Butorphanol	3–5 mg/kg	SC	1–2 h
Bunixin meglumine	2.5 mg/kg	SC	12–24 h
Aspirin	100–300 mg/kg	PO	Not determined
Acetaminophen	100–300 mg/kg; 1–2 mg/ml in the drinking water	PO	Not determined
Ibuprofen	7.5 mg/kg	PO	Not determined

ლაბორატორიული თავის შარდის პარამეტრები

Parameter	Approximate Normal Value
Color	Clear or slightly yellow
Volume	0.5–2.5 ml/24 hr
Specific gravity	1.030
pH	5.0
Glucose	0.5–3.0 mg/24 hr
Protein	0.6–2.6 mg/24 hr

8-11 კვირის მამრი ლაბორატორიული ვირთაგვების ჰემატოლოგიური მაჩვენებლები

TEST	UNIT	N	MEAN	S.D.	RANGE
MPV	fL(μm^3)	181	7.7	0.8	6.2-9.4
Platelets	$10^3/\mu\text{L}$	181	904	137	638-1177
RDW	%	179	12.7	1.1	11.1-15.2
MCHC	g/dL	181	34.9	1.2	32.9-37.5
MCH	pg	181	18.7	0.8	17.1-20.4
Hematocrit	%	181	45	3.5	39.6-52.5
Hemoglobin	g/dL	181	15.7	1	13.7-17.6
Red Blood Cells	$10^6/\mu\text{L}$	181	8.39	0.67	7.27-9.65
White Blood Cells	$10^3/\mu\text{L}$	181	4.52	1.81	1.96-8.25
MCV	fL(μm^3)	181	53.5	2.4	48.9-57.9
Neutrophils	$10^3/\mu\text{L}$	179	0.68	0.33	0.22-1.57
Lymphocytes	$10^3/\mu\text{L}$	181	3.63	1.56	1.41-7.11
Monocytes	$10^3/\mu\text{L}$	179	0.08	0.04	0.03-0.18
Eosinophils	$10^3/\mu\text{L}$	180	0.06	0.04	0.01-0.16
Basophils	$10^3/\mu\text{L}$	181	0.02	0.01	0-0.05
Reticulocytes	$10^3/\text{L}$	163	238	61.7	152.3-381.5
CHCM	g/dL	181	35.3	1.2	33-37.7
CH	pg	181	18.9	0.8	17.4-20.3
HDW	g/dL	181	2.7	0.37	2.04-3.49
PDW	%	181	52.9	5.5	43.2-64.3
% Neutrophils	%	178	15.5	5.5	6.2-26.7
% Lymphocytes	%	179	80.2	6.3	66.6-90.3
% Monocytes	%	179	1.9	0.7	0.8-3.8
% Eosinophils	%	179	1.3	0.8	0.2-3.5
% Basophils	%	181	0.3	0.2	0-0.8
% Large unstained cells	%	176	0.5	0.2	0.1-1.1
Large unstained cells	$10^3/\mu\text{L}$	174	0.02	0.01	0.01-0.06
% Reticulocytes	%	163	2.9	0.8	1.7-4.9

**8-11 კვირის მდედრი ლაბორატორიული ვირთაგვების
ჰემატოლოგიური მაჩვენებლები**

TEST	UNIT	N	MEAN	S.D.	RANGE
MPV	fL(μm^3)	176	7.8	0.9	6.2-9.8
Platelets	$10^9/\mu\text{L}$	175	929	133	680-1200
RDW	%	176	12.2	1.2	10.5-14.9
MCHC	g/dL	176	35.3	1.3	33.2-37.9
MCH	pg	176	19	0.8	17.8-20.9
Hematocrit	%	176	43.3	3.1	37.9-49.9
Hemoglobin	g/dL	176	15.2	0.9	13.7-16.8
Red Blood Cells	$10^6/\mu\text{L}$	176	8.02	0.53	7.07-9.03
White Blood Cells	$10^3/\mu\text{L}$	176	3.12	1.49	1.13-7.49
MCV	fL(μm^3)	176	53.8	2.3	49.9-58.3
Neutrophils	$10^3/\mu\text{L}$	174	0.46	0.31	0.15-1.5
Lymphocytes	$10^3/\mu\text{L}$	176	2.5	1.21	0.82-5.66
Monocytes	$10^3/\mu\text{L}$	175	0.06	0.03	0.02-0.16
Eosinophils	$10^3/\mu\text{L}$	175	0.05	0.03	0.01-0.15
Basophils	$10^3/\mu\text{L}$	176	0.01	0.01	0-0.03
Reticulocytes	$10^3/\text{L}$	156	216.6	57	129.8-383.7
CHCM	g/dL	176	35.7	1.3	33.3-38.1
CH	pg	176	19.2	0.7	18.1-20.9
RDW	g/dL	176	2.31	0.25	1.88-2.81
RDW	%	176	52.7	5.5	42.2-64.4
Neutrophils	%	175	15.4	6.4	7.1-33.2
Lymphocytes	%	175	80	6.7	62.2-90
Monocytes	%	176	2	0.8	0.8-3.9
Eosinophils	%	174	1.7	1	0.5-4.5
Basophils	%	176	0.3	0.2	0-0.8
Large unstained cells	%	171	0.5	0.2	0.1-0.9
Large unstained cells	$10^3/\mu\text{L}$	172	0.01	0.01	0-0.04
Reticulocytes	%	156	2.7	0.8	1.7-4.7

**8-11 კვირის მამრი ლაბორატორიული ვირთაგვის ბიოქიმიური
მაჩვენებლები პლაზმაში**

TEST	UNIT	N	MEAN	S.D.	RANGE
Phosphorus	mg/dL	164	8.04	1.22	5.58-10.41
Calcium	mg/dL	165	10.4	0.5	9.5-11.5
Total Protein	g/dL	164	6	0.5	5.2-7.1
Triglycerides	mg/dL	163	44	21	20-114
Cholesterol	mg/dL	165	58	13	37-85
Glucose	mg/dL	165	123	38	70-208
Creatinine	mg/dL	163	0.3	0.1	0.2-0.5
Indirect Bilirubin	mg/dL	139	0.06	0.03	0.01-0.12
Direct Bilirubin	mg/dL	109	0.04	0.01	0.03-0.05
Total Bilirubin	mg/dL	165	0.09	0.03	0.05-0.15
Alkaline Phosphatase	U/L	163	113	44	62-230
Aspartate Aminotransferase	U/L	164	105	20	74-143
Alanine Aminotransferase	U/L	164	28	7	18-45
Creatine Kinase	U/L	45	658	343	162-1184
Albumin	g/dL	164	4	0.4	3.4-4.8
Globulin	g/dL	144	2	0.2	1.5-2.5
A/G Ratio	ratio	144	1.99	0.29	1.58-2.67
Urea	mg/dL	164	17.1	2.9	12.3-24.6
Sodium	mmol/L	165	146	2	142-151
Potassium	mmol/L	165	4.48	0.44	3.82-5.55
Chloride	mmol/L	165	103	1	100-106

**8-11 კვირის მდედრი ლაბორატორიული ვირთაგვის ბიოქიმიური
მაჩვენებლები პლაზმაში**

TEST	UNIT	N	MEAN	S.D.	RANGE
Phosphorus	mg/dL	158	7.92	1.51	5.02-10.7
Calcium	mg/dL	159	10.5	0.4	9.7-11.2
Total Protein	g/dL	159	6.3	0.5	5.5-7.7
Triglycerides	mg/dL	159	28	8	14-46
Cholesterol	mg/dL	159	48	13	24-73
Glucose	mg/dL	159	117	25	76-175
Creatinine	mg/dL	159	0.4	0.1	0.2-0.6
Indirect Bilirubin	mg/dL	133	0.08	0.03	0.03-0.15
Direct Bilirubin	mg/dL	95	0.04	0.01	0.03-0.06
Total Bilirubin	mg/dL	157	0.11	0.03	0.05-0.18
Alkaline Phosphatase	U/L	159	59	28	26-147
Aspartate Aminotransferase	U/L	158	102	31	65-203
Alanine Aminotransferase	U/L	157	25	9	16-48
Creatine Kinase	U/L	46	575	260	163-1085
Albumin	g/dL	159	4.4	0.5	3.6-5.5
Globulin	g/dL	139	2	0.2	1.5-2.4
A/G Ratio	ratio	139	2.2	0.34	1.71-3
Urea	mg/dL	158	19.3	3.7	13.2-27.1
Sodium	mmol/L	159	144	2	140-150
Potassium	mmol/L	158	4.07	0.37	3.31-4.9
Chloride	mmol/L	159	103	2	100-107

**17 კვრის (დაშვები) მამრი ლაბორატორიული ვირთაგვების
ჰემატოლოგიური მაჩვენებლები**

TEST	UNIT	N	MEAN	S.D.	RANGE
MPV	fl (µm ³)	166	7.6	0.9	6.1-9.5
Platelets	10 ⁹ /µL	167	846	160	574-1253
RDW	%	164	13	1.1	11.6-16.2
MCHC	g/dL	167	35.1	1.5	31.9-38.5
MCH	pg	167	17.8	0.8	16.3-19.5
Hematocrit	%	167	44.2	3.4	38.5-52
Hemoglobin	g/dL	167	15.5	1	13.6-17.4
Red Blood Cells	10 ⁶ /µL	167	8.69	0.66	7.62-9.99
White Blood Cells	10 ³ /µL	165	4.28	2.14	1.98-11.06
MCV	fl (µm ³)	167	50.7	2.3	46.3-56.2
Neutrophils	10 ³ /µL	165	0.87	0.42	0.33-1.89
Lymphocytes	10 ³ /µL	165	3.19	1.89	1.19-9.45
Monocytes	10 ³ /µL	167	0.09	0.06	0.03-0.27
Eosinophils	10 ³ /µL	166	0.07	0.04	0.01-0.19
Basophils	10 ³ /µL	166	0.01	0.01	0-0.04
Reticulocytes	10 ³ /L	156	166.5	28.8	120.8-237.1
CHCM	g/dL	167	35.3	1.4	32.4-37.8
CH	pg	167	17.9	0.8	16.5-19.4
HDW	g/dL	167	2.75	0.29	2.22-3.29
PDW	%	167	55.9	6.6	45.6-71.4
% Neutrophils	%	167	22.2	10	9.49-3
% Lymphocytes	%	167	73.3	10.6	44.7-87.1
% Monocytes	%	166	2	0.7	1-3.6
% Eosinophils	%	166	1.7	0.9	0.4-4
% Basophils	%	167	0.3	0.2	0-0.6
% Large unstained cells	%	165	0.5	0.3	0.1-1.2
Large unstained cells	10 ³ /µL	162	0.02	0.02	0-0.07
% Reticulocytes	%	156	1.9	0.3	1.4-2.8

**17 კვირის (და მეტი) მდედრი ლაბორატორიული ვირთაგვების
ჰემატოლოგიური მაჩვენებლები**

TEST	UNIT	N	MEAN	S.D.	RANGE
MPV	fl.(μm^3)	165	7.9	0.9	6.4-9.5
Platelets	$10^9/\mu\text{L}$	165	836	132	599-1144
RDW	%	165	12	1	10.6-14.6
MCHC	g/dL	166	35.1	1.1	33.2-37.8
MCH	pg	166	18.8	0.7	17.6-20.3
Hematocrit	%	166	43.9	2.9	38.5-49.2
Hemoglobin	g/dL	166	15.4	0.9	13.7-17.2
Red Blood Cells	$10^9/\mu\text{L}$	166	8.2	0.55	7.16-9.24
White Blood Cells	$10^9/\mu\text{L}$	165	2.67	1.62	0.96-7.88
MCV	fl.(μm^3)	166	53.6	1.7	50.3-57
Neutrophils	$10^9/\mu\text{L}$	164	0.47	0.25	0.15-1.11
Lymphocytes	$10^9/\mu\text{L}$	165	2.06	1.41	0.68-6.8
Monocytes	$10^9/\mu\text{L}$	163	0.05	0.03	0.01-0.13
Eosinophils	$10^9/\mu\text{L}$	165	0.05	0.03	0.01-0.14
Basophils	$10^9/\mu\text{L}$	163	0.01	0.01	0-0.02
Reticulocytes	$10^9/\text{L}$	154	186.4	47.8	108.3-312.6
CHCM	g/dL	166	35.5	1.2	33.3-38.1
CH	pg	166	19	0.6	17.9-20.2
RDW	g/dL	166	2.27	0.18	1.95-2.59
RDW	%	166	55.9	5.8	46.8-68.5
Neutrophils	%	165	19.3	8.3	8.8-43.8
Lymphocytes	%	165	75.8	9.3	48.9-88.1
Monocytes	%	165	2	0.7	1-3.6
Eosinophils	%	165	1.9	1.2	0.3-4.7
Basophils	%	166	0.2	0.2	0-0.7
Large unstained cells	%	164	0.4	0.3	0-1
Large unstained cells	$10^9/\mu\text{L}$	162	0.01	0.01	0-0.05
Reticulocytes	%	154	2.3	0.6	1.4-3.9

**17 კვრის (და მეტი) მაშრი ლაბორატორიული ვირთაგვების
ბიოქიმიური მაჩვენებლები**

TEST	UNIT	N	MEAN	S.D.	RANGE
Phosphorus	mg/dL	78	6.23	1.24	3.64-8.4
Calcium	mg/dL	78	10.3	0.7	9.1-11.9
Total Protein	g/dL	77	6.3	0.5	5.6-7.6
Triglycerides	mg/dL	77	62	32	27-160
Cholesterol	mg/dL	68	59	15	37-95
Glucose	mg/dL	78	141	19	106-184
Creatinine	mg/dL	88	0.4	0.1	0.3-0.5
Indirect Bilirubin	mg/dL	66	0.06	0.03	0-0.1
Direct Bilirubin	mg/dL	47	0.04	0.01	0.03-0.06
Total Bilirubin	mg/dL	78	0.1	0.04	0.04-0.2
Alkaline Phosphatase	U/L	88	66	21	36-131
Aspartate Aminotransferase	U/L	88	96	24	63-175
Alanine Aminotransferase	U/L	87	30	8	19-48
Lactate Dehydrogenase	U/L	10	1305	510	272-1965
Creatine Kinase	U/L	46	846	246	460-1230
MG	mg/dL	15	2.1	0.1	1.9-2.2
Lipase	U/L	10	9	2	7-14
Amylase	U/L	10	1557	316	1223-2109
Albumin	g/dL	78	4.1	0.3	3.6-4.7
Globulin	g/dL	66	2.1	0.2	1.8-2.5
A/G Ratio	ratio	66	1.91	0.24	1.5-2.33
Urea	mg/dL	87	15.7	2.3	10.7-20
Sodium	mmol/L	78	143	2	137-147
Potassium	mmol/L	78	4.55	0.53	3.88-6.11
Chloride	mmol/L	78	103	2	98-106

**17 კვირის (და მეტი) მდედრი ლაბორატორიული ვირთაგვების
ბიოქიმიური მაჩვენებლები**

TEST	UNIT	N	MEAN	S.D.	RANGE
Phosphorus	mg/dL	77	6.66	1.15	4.53-9.51
Calcium	mg/dL	77	10.6	0.7	9.5-12.1
Total Protein	g/dL	77	6.6	0.7	5.7-8.3
Triglycerides	mg/dL	76	42	35	16-175
Cholesterol	mg/dL	67	50	19	23-97
Glucose	mg/dL	77	119	16	89-163
Creatinine	mg/dL	88	0.4	0.1	0.3-0.6
Indirect Bilirubin	mg/dL	65	0.08	0.03	0.02-0.13
Direct Bilirubin	mg/dL	50	0.04	0.01	0.03-0.07
Total Bilirubin	mg/dL	77	0.13	0.04	0.07-0.21
Alkaline Phosphatase	U/L	87	30	11	18-62
Aspartate Aminotransferase	U/L	87	101	36	64-222
Alanine Aminotransferase	U/L	87	30	15	14-64
Lactate Dehydrogenase	U/L	10	971	438	256-1552
Creatine Kinase	U/L	45	702	261	218-1320
MG	mg/dL	15	2.2	0.1	1.9-2.4
Lipase	U/L	11	7	0	7-8
Amylase	U/L	11	1211	215	866-1642
Albumin	g/dL	77	4.6	0.5	3.7-5.8
Globulin	g/dL	65	1.9	0.2	1.6-2.3
A/G Ratio	ratio	65	2.31	0.34	1.64-3.07
Urea	mg/dL	88	17.5	3.9	11.7-25
Sodium	mmol/L	77	141	3	135-146
Potassium	mmol/L	77	4.07	0.42	3.37-5.11
Chloride	mmol/L	77	102	3	97-106

**8-11 კვირის მამრი და მდედრი ლაბორატორიული
გირთაგვების კოაგულაციური მაჩვენებლები**

TEST	UNIT	N	MEAN	S.D	RANGE
Fibrinogen	mg/dL	71	158.4	24	109.7- 212.4
Prothrombin Time	sec	140	13.61	0.8	12.5- 15.7
Activated Partial Prothrombin Time	sec	139	21.6	4.12	14.3- 31.5

TEST	UNIT	N	MEAN	S.D	RANGE
Fibrinogen	mg/dL	69	131.6	18.5	100.1-188.5
Prothrombin Time	sec	128	13.44	0.86	11.95-14.8
Activated Partial Prothrombin Time	sec	128	20.04	4.22	14-28.8

**C57BL/6J ზაზის ლაბორატორიული თავგვის პერიფერიული
სისხლის მაჩვენებლები ნორმაში.**

Parameter	Unit	Pooled Reference Interval (mean or median, samples)	Female Reference Interval (mean or median, samples)	Male Reference Interval (mean or median, samples)
ALAT	U/l	<54 (27, n=40)	<71 (31, n=17)	10-38 (23, n=23)
albumin	g/l	11-15 (13, n=40)	n.a (14, n=23)	n.a (12, n=17)
AP	U/l	154-292 (220, n=49)	188-290 (239, n=27)	135-256 (197, n=22)
ASAT	U/l	2-90 (47, n=64)	12-81 (47, n=34)	0-102 (46, n=30)
calcium	mmol/l	2.10-2.41 (2.25, n=35)	2.08-2.33 (2.21, n=17)	2.16-2.46 (2.29, n=18)
ChE	U/ml	3.3-6.2 (4.8, n=38)	4.3-6.2 (5.3, n=21)	3.4-4.7 (4.1, n=17)
chloride	mmol/l	107-119 (113, n=35)	106-122 (114, n=17)	107-118 (112, n=18)
cholesterol	mg/dl	42-88 (66, n=38)	48-67 (58, n=21)	60-92 (76, n=17)
creatinine	mg/dl	0.14-0.33 (0.24, n=40)	0.15-0.32 (0.23, n=23)	0.14-0.36 (0.25, n=17)
creatinine kinase	U/l	61-650 (344, n=60)	55-640 (370, n=36)	41-686 (367, n=24)
FT3	pmol/l	3.4-5.8 (4.6, n=40)	3.3-5.8 (4.5, n=23)	3.3-6.0 (4.7, n=17)
FT4	pmol/l	15.8-27.2 (21.5, n=40)	16.0-27.2 (21.6, n=23)	14.3-27.8 (21.1, n=17)
γ-GT	U/l	6-9 (7, n=40)	n.a (7, n=23)	5-9 (7, n=17)
GLDH	U/l	0-26.2 (10.1, n=38)	2.9-14.1 (8.6, n=23)	0-36.2 (14.6, n=15)
glucose	mg/dl	237-507 (367, n=37)	235-485 (355, n=21)	225-552 (382, n=16)
HDL	mg/dl	39-84 (62, n=40)	43-68 (56, n=23)	54-89 (71, n=17)
iron	μmol/l	14.9-30.9 (22.8, n=35)	17.6-34.1 (26.1, n=17)	13.9-26.9 (20.8, n=18)
LDH	U/l	52-304 (180, n=73)	114-221 (167, n=8)	19-357 (194, n=35)
lipase	U/l	<323 (160, n=40)	<369 (142, n=23)	113-225 (170, n=17)
magnesium	mmol/l	1.00-1.24 (1.12, n=35)	0.97-1.23 (1.10, n=17)	1.01-1.26 (1.13, n=18)
potassium	mmol/l	2.8-4.4 (3.7, n=35)	2.7-4.2 (3.5, n=17)	3.1-4.6 (3.9, n=18)
protein	g/l	40-47 (43, n=40)	39-46 (43, n=23)	41-46 (44, n=17)
sodium	mmol/l	143-152 (147, n=35)	143-153 (148, n=17)	143-151 (147, n=18)
triglycerides	mg/dl	31-151 (94, n=40)	36-119 (79, n=23)	53-174 (114, n=17)
urea	mg/dl	17-29 (23, n=38)	15-27 (21, n=21)	20-29 (24, n=17)

ALAT, alanine aminotransferase, ASAT, aspartate aminotransferase, γ-GT, gamma-glutamyl transpeptidase, GLDH, glutamate dehydrogenase, LDH, lactate dehydrogenase, AP, alkaline phosphatase, ChE, pseudocholinesterase, FT3, free triiodothyronine, FT4, free thyroxine, HDL, high density lipoprotein, n.a = not applicable for albumin and γ-GT as plasma levels showed too low variance to perform statistics

Parameter	Unit	Pooled Reference interval (mean or median, samples)	Female Reference interval (mean or median, samples)	Male Reference interval (mean or median, samples)
red blood cells	$10^6/\mu\text{l}$	8.50–9.95 (9.3, n = 39)	8.48–10.16 (9.3, n = 18)	8.46–9.81 (9.2, n = 21)
hemoglobin	g/dl	12.7–15.1 (14.0, n = 39)	12.9–15.7 (14.3, n = 18)	12.8–14.7 (13.8, n = 21)
hematocrit	%	44.3–53.1 (48.7, n = 39)	44.4–54.7 (49.4, n = 18)	44.2–51.9 (48.2, n = 21)
MCV	fL	50.2–55.3 (52.6, n = 39)	50.5–55.5 (52.9, n = 18)	49.7–55.3 (52.3, n = 21)
MCH	pg	14.7–15.6 (15.1, n = 39)	14.9–15.7 (15.3, n = 18)	14.6–15.4 (15.0, n = 21)
MCHC	g/dl	27.5–29.9 (28.8, n = 39)	27.8–29.8 (28.6, n = 18)	27.1–30.0 (28.7, n = 21)
RDW-CV	%	20.7–23.8 (22.3, n = 39)	20.3–24.2 (22.3, n = 18)	21.0–23.6 (22.3, n = 21)
RDW-SD	fL	27.1–33.5 (30.4, n = 39)	27.1–33.8 (30.7, n = 18)	26.7–33.4 (30.1, n = 21)
reticulocytes	$10^3/\mu\text{l}$	256.0–511.1 (386.9, n = 39)	182.7–540.8 (366.0, n = 18)	314.2–477.7 (397.2, n = 21)
reticulocytes	%	2.75–5.54 (4.18, n = 39)	1.88–5.85 (3.87, n = 18)	3.46–5.14 (4.32, n = 21)
leukocytes	$10^3/\mu\text{l}$	3.23–13.34 (7.90, n = 39)	3.35–12.32 (7.85, n = 18)	2.49–14.55 (7.94, n = 21)
lymphocytes	$10^3/\mu\text{l}$	2.73–11.68 (6.86, n = 39)	2.82–10.92 (6.93, n = 18)	2.09–12.84 (6.81, n = 21)
neutrophils	$10^3/\mu\text{l}$	0.03–1.12 (0.62, n = 39)	0.15–0.89 (0.52, n = 18)	0.03–1.34 (0.71, n = 21)
monocytes	$10^3/\mu\text{l}$	0.00–0.54 (0.25, n = 39)	0.00–0.49 (0.22, n = 18)	0.00–0.64 (0.30, n = 21)
eosinophils	$10^3/\mu\text{l}$	0.00–0.24 (0.12, n = 39)	0.02–0.24 (0.14, n = 18)	0.00–0.25 (0.12, n = 21)
basophils	$10^3/\mu\text{l}$	n/a (0.0, n = 39)	n/a (0.0, n = 18)	n/a (0.0, n = 21)
lymphocytes	%	70.0–94.6 (86.7, n = 39)	83.5–92.6 (88.2, n = 18)	77.0–94.3 (85.5, n = 21)
neutrophils	%	1.7–13.4 (8.0, n = 39)	3.4–10.0 (6.7, n = 18)	1.9–15.7 (9.3, n = 21)
monocytes	%	0.4–6.1 (3.3, n = 39)	0.3–5.7 (2.9, n = 18)	0.3–6.8 (3.8, n = 21)

eosinophils	%	0.5-2.5 (1.5, n=39)	0.7-2.8 (1.7, n=18)	0.4-2.3 (1.4, n=21)
basophils	%	na (0.0, n=39)	na (0.0, n=18)	na (0.0, n=21)
platelets	10 ³ μl	476-893 (684, n=39)	505-692 (595, n=18)	656-881 (767, n=21)
plateletcrit	%	0.28-0.53 (0.40, n=39)	0.30-0.42 (0.36, n=18)	0.38-0.53 (0.45, n=21)
MPV	fl	5.7-6.2 (5.9, n=39)	5.7-6.2 (6.0, n=18)	5.6-6.1 (5.9, n=21)
PDW	fl	6.3-7.3 (6.8, n=39)	6.3-7.3 (6.8, n=18)	6.3-7.3 (6.8, n=21)
P-LCR	%	1.3-4.0 (2.6, n=39)	1.1-4.1 (2.6, n=18)	1.4-3.9 (2.6, n=21)

MCV, mean corpuscular volume; MCH, mean cellular hemoglobin; MCHC, mean corpuscular cellular hemoglobin concentration; RDW-CV, red blood cell distribution width - coefficient of variation; RDW-SD, red blood cell distribution width - standard deviation; MPV, mean platelet volume; PDW, platelet distribution width; P-LCR, platelet large cell ratio. na = not applicable for basophils as the absolute numbers of events counted was too low to perform statistics.

გამოყენებული წყაროები:

1. ლ. გაბუნია, შ. ხეცურიანი, ნ. გამყრელიძე. ბიოსამედიცინო კვლევის საფუძვლები და უნარ-ჩვევები. თსსუ, მესამე გამოცემა, 2020 წ.;
2. ლაბორატორიული ბიოუსაფრთხოების სახელმძღვანელო. საქართველოს ბიოუსაფრთხოების ასოციაცია. მესამე გამოცემა. 2014;
https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/42981/9789941059582_geo.pdf?sequence=77&isAllowed=y
3. ნ. არჩვაძე. კვლევის დიზაინი და მეთოდოლოგია: იდეიდან შედეგამდე თსუ. გამოყენებითი ბიომეცნიერებებისა და აბიოტექნოლოგიის საზაფხულო სკოლა. 2015, https://biotech-school.tsu.ge/uploads/media/Archvadze_Lecture-Materials.pdf?t=1469099643885;
4. თ. ფხაკაძე. კანონპროექტისთვის „ლიცენზიებისა და ნებართვების შესახებ“ საქართველოს კანონში ცვლილების შეტანის თაობაზე“ 2014. 07-2/149, 13.01.2014;
5. ცნობიერება, მებსიერება და ტკივილის აღქმა.
<https://ka.wikipedia.org/wiki/>
6. ლაბორატორიაში ქცევის წესები
http://chemclub.edu.ge/clubs/plans/meliora_wesdeba.pdf;
7. საერთაშორისო სამედიცინო სანიტარული წესები. WHO, <http://who.int/mediacentre/news/releases/2007/pr31/en/index.html>;
8. ა. კოჩალიძე. პიემია, ზოგადი ქირურგიის საფუძვლები ასეპტიკა და ანტისეპტიკა. მომზადებულია ამერიკის შეერთებული შტატების სოფლის მეურნეობის დეპარტამენტის ფინანსური მხარდაჭერით, ცხოველთა ჯანმრთელობის პროგრამის ფარგლებში. თბილისი 2018;
<http://veterinaria.ge/public/uploads/other/2018-11-05/542.pdf>;

9. საქართველოს კანონი ჯანმრთელობის დაცვის შესახებ.
https://matsne.gov.ge/index.php?option=com_idmssearch&view=docView&id=1160779;
10. პათოგენურ ბიოლოგიურ აგენტებზე (პათოგენურ მიკროორგანიზმებზე) მუშაობის სანიტარიული ნორმები სანიტარიული წესები და ნორმები სანაწიდან 2.1.3.007/1.3.002-05
<https://www.matsne.gov.ge/ka/document/view/62230?publication=0>
11. Russell WMS, Burch RL. The Principles of Humane Experimental Technique. London: Methuenand Co, 1959 [Reissued: 1992, Universities Federation for Animal Welfare, Herts,UK].
<https://caat.jhsph.edu/principles/the-principles-of-humane-experimental-technique>;
12. Mc Carthy CR. Bioethics of laboratory animal research. 1999, ILAR J. 40:1-37. <https://grants.nih.gov/grants/olaw/guide-for-the-care-and-use-of-laboratory-animals.pdf>;
13. Edward N. Eadie. Experimentation on Animals. Understanding Animal Welfare pp. 7-18.
<http://meruzuken11.ddns.net/board/index.php?q=Understanding+Animal+Welfare+By+Edward+N+Eadie&ref=https://www.google.com/>
14. Perry P. The ethics of animal research: A UK perspective. 2007, ILAR J 48:42-46;
15. Animal disease model.
https://en.wikipedia.org/wiki/Animal_disease_model;
16. Biosafety in Microbiological and Biomedical Laboratories 6th Edition. U.S. Department of Health and Human Services Public Health Service Centers for Disease Control and Prevention National Institutes of Health Revised June 2020. <https://www.cdc.gov/labs/BMBL.html>;
17. Best practice for animaltransport. <https://www.nc3rs.org.uk/best-practice-animal-transport>;
18. Resource hubs. <https://www.nc3rs.org.uk/resource-hubs>;

19. Mouse handling posters. <https://www.nc3rs.org.uk/mouse-handling-poster>;
20. Jerrold Tannenbaum and B Taylor Bennett Russell and Burch's 3Rs Then and Now: The Need for Clarity in Definition and Purpose. *J Am Assoc Lab Anim Sci.* 2015 Mar; 54(2): 120–132;
21. Klein and Bayne Klein HJ, Bayne KA. 2007. Establishing a culture of care, conscience, and responsibility: Addressing the improvement of scientific discovery and animal welfare through sciencebasedperformance standards. *ILAR J* 48:3-11;
22. Georgian Association For Laboratory Animal Science – GALAS. <http://galas.org.ge/>;
23. Jacek Sapa, Alicja Nowaczyk, Katarzyna Kulig Naunyn-Schmied. Antiarrhythmic and antioxidant activity of novel pyrrolidin-2-one derivatives with adrenolytic properties. *Arch Pharmacol.* 2011. 3-5;
24. Grippo A.J., Johnson A.K. Stress, depression, and cardiovascular dysregulation: A review of neurobiological mechanisms and the integration of research from preclinical disease models. *Stress.* 2009. 12(1): 1–21;
25. Huikuri H.V., Castellanos A., Myerburg R.J. Sudden death due to cardiac arrhythmias. *N Engl J Med.* 2001. Vol. 345. No. 20;
26. Liu N., Denegr M., Ruan Y., AvelinoCruz J.E., Perissi A., Negri P.A., Napolitano C., Coetzee W.A., Boyden P.A., Silvia G. Short Communication: Flecainide Exerts an Antiarrhythmic Effect in a Mouse Model of Catecholaminergic Polymorphic Ventricular Tachycardia by Increasing the Threshold for Triggered Activity. *Circulation Research.* 2011;
27. Meir M., Rao C.M., Parise O., Vasquez L., Carella R., Lorusso R., Daniela B., Maessen J., Gensini G.F., Gelsomino S. Pharmacological Management of Atrial Fibrillation: One, None, One Hundred Thousand. *Cardiology Research and Practice.* 2011;
28. Markides V., Schilling R.J. Atrial fibrillation: Classification, pathophysiology, mechanisms and drug treatment. *Heart.* 2003;89:939–943;

29. Walker M. Antiarrhythmic drug research. British Journal of Pharmacology. 2006. 147.222–31;
30. Krebs H.A., Henseleit K. Untersuchungen ueber die Harnstoffbildung im Tierkoerper. Physiol. Chem. 1932. Vol. 210. p. 33–36;
31. Gauthier, N.S., Matherne, G.P., Morrison, R.R. & Headrick, J.P. Determination of function in the isolated working mouse heart: Issues in experimental design. J Mol Cell Cardiol, 1998.30, 453–461;
32. Grupp J., Grupp G. Isolated heart preparations perfused or superfused with balanced salt solutions. Meth. Pharmacol. 1984. №5. p. 111–128;
33. Doring H., Dehnert H.J. The Isolated Perfused Heart // English Edition, Biomesstechnik-Verlag March GMBH, ISBN3- 924638-04-7. 1988;
34. Mark A. Suckow, Peggy Danneman, Cory Brayton. The Lab mouse. http://www.med.unlp.edu.ar/archivos/cicual/the_laboratory_mouse__2000_.pdf;
35. Mary L.A., Carles B. Klifford. Giknis Clinical Laboratory Parameters. Charles River. https://www.criver.com/sites/default/files/resources/rm_rm_r_Wistar_Han_cln_lab_parameters_08.pdf;
36. <https://www.jax.org/jax-mice-and-services/find-and-order-jax-mice>
37. Ed Wilson SANTOS¹, Dalila Cunha de OLIVEIRA¹, Araceli HASTREITER¹, Graziela Batista da SILVA¹, Jackeline Soares de Oliveira BELTRAN¹, Maristela TSUJITA¹, Amanda Rabelo CRISMA¹; Silvânia Mery Peris NEVES; Ricardo Ambrósio FOCK¹; Primavera BORELLI. Hematological and biochemical reference values for C57BL/6, Swiss Webster and BALB/c mice. 103850-Article Text-213793-3-10-20160809.pdf;
38. Минасян С.М. Методика перфузии изолированного сердца крысы. Регионарное кровообращение и микроциркуляция. 2009. Т. 8. №4 (32). с. 54–59.

თსსუ
სამეცნიერო უნარ-ჩვევების ცენტრი

თბილისი, 2021