



MODUL PELATIHAN PEMERIKSAAN INFEKSI MENULAR SEKSUAL DI KELAS LABORAN

MODUL PELATIHAN PEMERIKSAAN INFEKSI MENULAR SEKSUAL DI KELAS LABORAN

Disusun oleh :

Tim LANDASAN Fase II - KOMPAK

Editor :

Muliani Ratnaningsih

PENGANTAR

Program dan kegiatan pembangunan yang baik mutlak diperlukan dalam dokumen rencana pembangunan. Lewat program dan kegiatan pembangunan inilah cita-cita dan tujuan pembangunan akan dapat direalisasikan dengan tepat. Program dan kegiatan pembangunan yang disusun dengan baik dan logis seharusnya sudah harus bisa diwujudkan untuk kesejahteraan masyarakat di suatu daerah dan keberlanjutan pembangunan untuk generasi masa datang.

Pertanyaan yang kemudian muncul adalah ketika program dan kegiatan pembangunan sudah disusun dengan baik, bagaimana cara melakukan penatalaksanaan infeksi menular seksual (IMS) pada program HIV tersebut? Pada faktanya saat ini, kita di Indonesia masih tertatih-tatih untuk mewujudkan penurunan kejadian infeksi menular seksual di masyarakat. Salah satu tujuan pembangunan global SDGs 2030 adalah untuk mengurangi orang-orang yang mengidap infeksi menular seksual terkhusus pada HIV/AIDS.

Modul pelatihan ini disusun sebagai bahan rujukan bagi petugas administrasi di puskesmas untuk melakukan perbaikan terhadap data-data yang dihimpun dari masyarakat sehingga di masa akan datang bisa dilakukan pencegahan, penanggulangan dan penatalaksanaan infeksi menular seksual lebih terarah dan berbasis pada data yang dikumpulkan oleh petugas administrasi.

Modul pelatihan ini disadur dari beberapa buku pedoman dari Kementerian Kesehatan Republik Indonesia (Kemenkes RI) sehingga diharapkan dapat menjadi bahan utama ketika melaksanakan pelatihan. Penyusun modul ini berharap mendapatkan banyak masukan dan kritikan terhadap modul ini ketika dan usai diterapkan dalam pelatihan ini. Kami mengucapkan terima kasih kepada seluruh pihak yang telah memberikan dukungan dan masukan atas tersusunnya modul pelatihan ini. Juga khususnya kepada para panitia, rekan kerja, fasilitator dan narasumber yang telah meluangkan waktu dan ikut memfasilitasi terselenggaranya pelatihan awal untuk penerapan modul ini.

Makassar, 2019

Penyusun

DAFTAR ISI

1	Kata Pengantar
2	Daftar Isi
3	Cara Mudah Menggunakan Buku Panduan Ini
4	Susunan Pokok Bahasan dan Deskripsi Materi
5	Petunjuk Praktis untuk Panitia Penyelenggara
7	Petunjuk Praktis untuk Fasilitator
8	Matriks Silabus
9	Pokok Bahasan 1 : Pemeriksaan Laboratorium Sederhana
10	Sesi 1 : Alur Pemeriksaan Laboratorium untuk IMS dan HIV
12	Sesi 2 : Pemeriksaan Sediaan Basah
12	Sesi 3 : Pemeriksaan Sediaan Kering
25	Pokok Bahasan 2 : Kewaspadaan Universal dan PPP (Profilaksis Pasca Pajanan)
26	Sesi 4 : Prinsip Kewaspadaan Universal
38	Sesi 5 : Teknik Mencuci Tangan
38	Sesi 6 : Profilaksis Pasca Pajanan
60	Pokok Bahasan 3 : Pemeriksaan Sifilis
61	Sesi 7 : Pemeriksaan Sifilis
61	Sesi 8 : Teknik-teknik Pemeriksaan Sifilis
64	Sesi 9 : Cara Pengambilan dan Pengelolaan Darah Vena
64	Sesi 10 : Pemeriksaan RPR dan RPP Titer
73	Sesi 11 : Pemeriksaan <i>Treponema Pallidum Rapid</i>
78	Pokok Bahasan 4 : Cara Perawatan Mikroskop
79	Sesi 12 : Bagian-bagian Mikroskop
83	Sesi 13 : Cara Menggunakan Mikroskop
83	Sesi 14 : Cara Membersihkan Mikroskop Lensa Objektif dan Okuler
83	Sesi 15 : Cara Mengganti Bohlam/Lampu Mikroskop
83	Sesi 16 : Cara Penyimpanan Mikroskop
83	Sesi 17 : Cara Memecahkan Permasalahan Umum Terkait dengan Penggunaan Mikroskop

CARA MUDAH MENGGUNAKAN BUKU PANDUAN INI

Judul buku panduan latihan yang sedang anda baca adalah **Modul Pelatihan Pemeriksaan IMS di Kelas Laboran**. Sesuai dengan nama yang disandang oleh buku ini, yakni modul pelatihan, maka buku ini diharapkan bisa menjadi pedoman bagi anda untuk memfasilitasi latihan bertema seperti ini.

Membaca buku ini sebaiknya diserupakan dengan membaca suatu naskah drama. Bagi seorang fasilitator latihan, membaca suatu buku panduan latihan akan membimbingnya pada suatu imajinasi tentang suatu pelatihan tertentu beserta seluruh atau sebagian mata acaranya.

Tanpa suatu imajinasi yang kuat, sulit untuk memahami bagaimana tiap kegiatan dalam suatu mata acara dirancang untuk mencapai tujuan yang mengandung dimensi perubahan pengetahuan, sikap, dan kecenderungan untuk bertindak. Atau bayangkanlah diri anda adalah orang yang sedang membaca buku petunjuk rute perjalanan. Buku ini memang dimaksudkan untuk menunjukkan yang perlu ditempuh agar sampai pada tempat yang dituju.

Bila Anda ingin sukses menggunakan buku panduan ini, sebaiknya anda membaca dari awal hingga akhir. Para penulis menyajikannya topik demi topik dan untuk setiap topik disajikan langkah demi langkah, secara sistematis sesuai dengan alur acara pelatihan. Penyajian buku ini dimulai dari hal-hal yang bersifat umum hingga sampai hal yang bersifat keterampilan.

Jadi, dalam melakukan latihan, penyajian topik-topik bahasan tidak bisa dibongkar pasang seenaknya tanpa memperhatikan kaidah dasar alur atau rute dari buku panduan pelatihan ini. Sebab akan menghilangkan nuansa-nuansa yang sesungguhnya merupakan hasil dari proses belajar itu sendiri.

SUSUNAN POKOK BAHASAN DAN DESKRIPSI MATERI

MATERI INTI

1

PEMERIKSAAN LABORATORIUM SEDERHANA. Pemeriksaan laboratorium sederhana merupakan tindak lanjut dari pengambilan sampel. Kualitas pemeriksaan laboratorium ini akan menentukan/membantu penegakkan diagnosis, tetapi kualitas ini juga ditunjang oleh pengambilan sampel yang berkualitas. Untuk itu setiap petugas laboratorium harus mampu melakukan pemeriksaan laboratorium sederhana sesuai standar.

MATERI INTI

2

KEWASPADAAN UNIVERSAL DAN PPP (PROFILAKSIS PASKA PAJANAN). Infeksi silang (infeksi Nosokomial) dapat terjadi melalui penularan dari pasien kepada petugas, pasien lain, pengunjung atau sebaliknya, melalui kontak langsung atau tidak langsung dari bahan yang sudah terkontaminasi dengan darah atau cairan tubuh lainnya. Pengendalian infeksi nosokomial mendapat perhatian khusus di sarana kesehatan dalam memberikan pelayanan kepada pasien melalui usaha yang disebut Kewaspadaan Universal (*Universal Precaution*).

MATERI INTI

3

PEMERIKSAAN SIFILIS. Sifilis merupakan penyakit kronis yang bersifat sistemik. Macam-macam pemeriksaan yang dilakukan dalam menentukan diagnosis langsung pada Sifilis antara lain adalah pemeriksaan lapangan gelap dengan bahan pemeriksaan dari serum lesi, pemeriksaan menggunakan mikroskop fluoresensi dengan bahan pemeriksaan dari serum lesi, dan penentuan antibodi dalam serum (yaitu melalui pemeriksaan serologi untuk mendeteksi antibodi yang terbentuk setelah infeksi *Treponema*). Selain itu juga dilakukan pemeriksaan RPR & RPR Titer serta pemeriksaan *Treponema Pallidum Rapid*.

MATERI INTI

4

CARA PERAWATAN MIKROSKOP. Prosedur yang akan dipelajari dimaksudkan untuk membantu perawatan rutin dan sederhana pada bagian optikal dan mekanikal mikroskop cahaya. Prosedur ini tidak dimaksudkan untuk menggantikan petunjuk perawatan yang telah ada pada setiap model mikroskop. Perawatan rutin mikroskop sangat disarankan untuk menjaga kinerja dan mengurangi kemungkinan kerusakan pada mikroskop.

PETUNJUK PRAKTIS UNTUK PANITIA PENYELENGGARA

Ketika suatu pelatihan diputuskan untuk dijalankan, tentunya telah dipertimbangkan ketersediaan biaya pelatihan oleh lembaga penyelenggara pelatihan. Seluruh usaha Panitia Penyelenggara Latihan harus diabdikan untuk pemenuhan tujuan latihan. Berbagai persiapan harus terlebih dahulu dilakukan.

Pertama-tama adalah menetapkan siapa-siapa yang layak untuk menjadi peserta pelatihan. Lalu, mengkomunikasikan pada fasilitator latihan mengenai karakteristik peserta latihan yang akan dihadapi fasilitator dan berbagai fasilitas yang disediakan seperti waktu pelatihan dan kondisi tempat pelatihan.

Komunikasi juga perlu dilakukan kepada peserta mengenai persiapan-persiapan yang perlu peserta lakukan. Peserta wajib menyadari apa yang sesungguhnya menjadi alasan keikutsertaannya, dan Panitia Penyelenggara wajib mengetahui alasan-alasan itu. Atas dasar kesesuaian alasan-alasan itu dengan tujuan pelatihan, Panitia memutuskan apakah peserta itu layak atau tidak.

Selain itu, Panitia sebaiknya berkomunikasi dengan Fasilitator mengenai strategi pelatihan dan alat-alat pelatihan yang dibutuhkan. Sebaiknya, panitia penyelenggara membaca seluruh buku panduan ini, agar dapat mempersiapkan alat-alat latihan sebelum latihan dimulai.

Karena latihan ini menggunakan bahan-bahan kimia dan alat-alat laboratorium sehingga dibutuhkan BIOSAFETY untuk mencegah beberapa hal yang mungkin terjadi saat percobaan berlangsung. Selain mempersiapkan lokasi, perlu pula dipertimbangkan hal-hal yang akan timbul akibat kerja lapangan tersebut.

Di dalam susunan kepanitiaan, harus ada pembagian kerja yang jelas, setidaknya ada 3 (tiga) bagian; Panitia Teknis, Panitia Acara dan Notulen.

Panitia Teknis membantu menyediakan fasilitas latihan. Panitia teknis bertanggung jawab bagi penyediaan sarana teknis latihan, seperti ruangan (termasuk penginapan), konsumsi, alat-alat latihan dan transportasi.

Panitia Acara mengikuti semua proses acara dan membantu fasilitator menyediakan alat-alat latihan yang dibutuhkan. Panitia Acara ini pula yang membangun hubungan komunikasi khusus dengan fasilitator dan peserta. Ia memberikan informasi yang penting diketahui fasilitator mengenai kondisi peserta.

Sedangkan **Notulen** adalah perekam proses kegiatan pelatihan. Kerja notulen itu memiliki kedudukan yang tak tergantikan dan bahkan hasil kerjanya merupakan alat yang berguna untuk memeriksa kembali pengalaman latihan untuk menemukan pelajaran bagi latihan berikutnya maupun rencana tindak lanjut penyelenggara latihan.

PETUNJUK PRAKTIS UNTUK FASILITATOR

Berdasarkan pengalaman, seorang fasilitator akan sangat repot dan kesulitan untuk mengelola sebuah latihan sendirian. Sebab pertama, fasilitator bukanlah dewa yang tahu segalanya. Kedua, fasilitator butuh refleksi untuk melihat proses latihan yang sedang berjalan apa yang perlu dibenahi secara cepat.

Jika anda akan menjadi fasilitator dalam latihan dengan buku panduan ini, sebaiknya anda sudah mengenali dengan baik seluruh isi buku ini dengan mendiskusikan dengan fasilitator lain yang akan menjadi teman anda. Persiapkan diri sebaik-baiknya sebelum memasuki sebuah materi. Lihatlah apa panduan prosesnya secara cermat mulai dari topik hingga tahapan yang paling akhir.

Fasilitator pertama-tama harus mengenali peserta pelatihannya. Fasilitator perlu mencari tahu dari panitia latihan karakteristik pesertanya sedetil mungkin. Kenyataan hidup peserta latihan perlu ditanyakan oleh fasilitator kepada para peserta, posisi dan peran peserta latihan dalam kondisi rekonstruksi dan rehabilitasi di lingkungannya.

Juga, kemampuan-kemampuan apa yang telah dimiliki para peserta latihan dan kemampuan apa yang menurut panitia perlu dikembangkan lebih lanjut. Dari pemeriksaan keadaan peserta (*need assesment*) ini fasilitator dapat memperkirakan tujuan latihan. Lebih lanjut, fasilitator dapat memperkirakan hasil nyata yang dapat dicapai berdasar informasi tentang peserta itu dan ketersediaan waktu dan fasilitas latihan lainnya.

Fasilitator juga harus bekerjasama dengan panitia latihan dalam soal sarana latihan yang dibutuhkan, seperti ruangan, suasana lingkungan ruangan latihan, alat-alat latihan yang ikut menentukan keberhasilan suatu latihan. Fasilitator harus memeriksa sarana-sarana latihan tersebut sebelum latihan diselenggarakan. Dari hasil pemeriksaan tersebut, fasilitator menentukan bagaimana strategi pengelolaannya. Selain itu, fasilitator wajib menyiapkan bahan fasilitasi. Bahan adalah alat bantu yang ikut mempengaruhi berjalan tidaknya sebuah materi dalam sebuah latihan. Oleh karena itu, sebelum sebuah materi dimulai, bahan-bahan yang digunakan harus dipersiapkan dengan baik.

Dengan demikian, komunikasi antara fasilitator latihan dengan panitia pelaksana harus dilakukan sebelum latihan, semasa pelatihan dan kemudian setelah pelatihan. Komunikasi inilah yang akan menyumbang bagi keberhasilan latihan mencapai apa yang diharapkan.

Akhir kata, pengalaman anda sebagai fasilitator akan semakin melengkapi bagaimana sebaiknya menggunakan buku panduan ini. Bila anda mengkomunikasikan pengalaman penggunaannya pada penyusun, maka kami berterima kasih.

MATRIKS SILABUS

MODUL PELATIHAN PEMERIKSAAN INFEKSI MENULAR SEKSUAL (IMS) DI KELAS LABORAN

No	POKOK BAHASAN	TOPIK
1.	Pemeriksaan Laboratorium Sederhana	• Sesi 1 : Alur pemeriksaan laboratorium untuk IMS & HIV • Sesi 2 : Pemeriksaan sediaan basah • Sesi 3 : Pemeriksaan sediaan kering
2.	Kewaspadaan Universal dan PPP (Profilaksis Paska Pajanan)	• Sesi 4 : Prinsip kewaspadaan universal • Sesi 5 : Teknik mencuci tangan • Sesi 6 : Profilaksis pasca pajanan
3.	Pemeriksaan Sifilis	• Sesi 7 : Pengertian Sifilis • Sesi 8 : Teknik-teknik pemeriksaan Sifilis • Sesi 9 : Cara pengambilan & Pengelolaan darah vena • Sesi 10 : Pemeriksaan RPR & RPR titer • Sesi 11 : Pemeriksaan Treponema Pallidum Rapid
4.	Cara Perawatan	• Sesi 12 : Bagian-bagian mikroskop • Sesi 13 : Cara menggunakan mikroskop • Sesi 14 : Cara membersihkan mikroskop lensa objektif dan okuler • Sesi 15 : Cara mengganti bohlam/lampu mikroskop • Sesi 16 : Cara penyimpanan mikroskop • Sesi 17 : Cara memecahkan permasalahan umum yang terjadi dengan penggunaan mikroskop

1

PEMERIKSAAN LABORATORIUM SEDERHANA

POKOK BAHASAN	TOPIK
Pemeriksaan Laboratorium Sederhana	Pendekatan dalam Penatalaksanaan IMS
	Bagan Alur dalam Pendekatan Sindrom
	Sembilan Langkah Penatalaksanaan IMS

Tujuan

1. Tujuan Umum

Pada akhir sesi, peserta mampu melakukan pemeriksaan laboratorium sederhana.

2. Tujuan Khusus

Pada akhir sesi, peserta mampu :

- Menjelaskan alur pemeriksaan laboratorium untuk IMS dan HIV
- Melakukan pemeriksaan sediaan basah
- Melakukan pemeriksaan sediaan kering

Metode

- Uraian lisan
- Permainan
- Tanya jawab
- Demonstrasi
- Praktik

Bahan Bacaan

- Bahan bacaan sesi 1: Alur Pemeriksaan Laboratorium Untuk IMS & HIV
- Bahan bacaan sesi 2: Pemeriksaan sediaan basah
- Bahan bacaan sesi 3: Pemeriksaan sediaan kering

Alat & Bahan

- Pulpen
- Kertas A4
- Kertas plano
- Post it/Sticky notes
- Spidol
- Laptop
- Proyektor/LCD
- Power point
- Alat-alat laboratorium

Waktu

Pelaksanaan pokok bahasan ini selama 11 Jam Pembelajaran (1 jam pembelajaran = 45 menit) (11 x 45 menit = 495 menit)

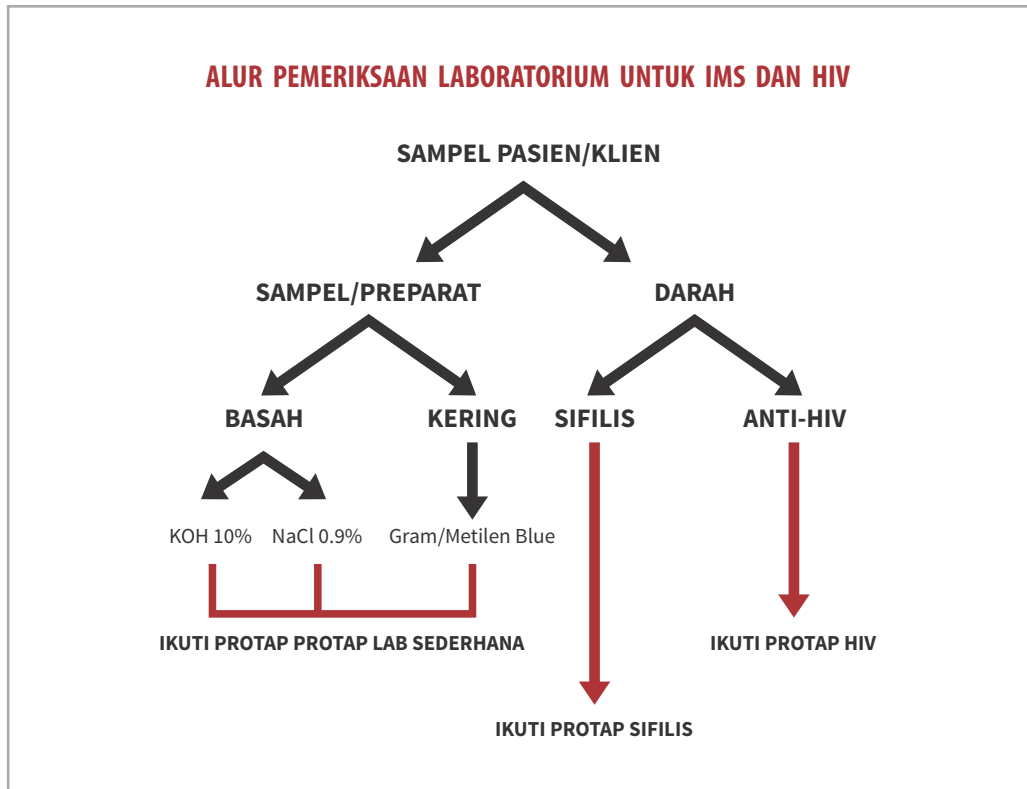
- Sesi 1 : 100 menit
- Sesi 2 : 195 menit
- Sesi 3 : 200 menit

Proses Fasilitasi :

Sesi 1 : Alur Pemeriksaan Laboratorium untuk IMS dan HIV

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	Fasilitator mengucapkan selamat datang kepada para peserta dan menyampaikan alasan diadakannya pelatihan ini	Uraian lisan	—	5 menit
2.	Ice Breaking “ Perkenalan ” • Fasilitator meminta peserta membuat lingkaran sambil membawa kertas dan pulpen • Fasilitator meminta peserta menuliskan namanya sendiri di bagian pojok kiri atas kertas, lalu lipat dua kertas tersebut tertutup, kemudian kertas diputar di antara peserta • Fasilitator meminta peserta menuliskan kata kerja di bagian tengah kertas, lalu lipat dua kertas tersebut tertutup, kemudian kertas diputar di antara peserta • Fasilitator meminta peserta menuliskan kata benda yang berhubungan dengan kata kerja yang ada kertas pada pojok kanan bawah kertas, lalu lipat dua kertas tersebut tertutup, kemudian kertas diputar di antara peserta • Selanjutnya, fasilitator meminta untuk kertas tersebut diputar dengan cepat hingga disebutkan STOP • Fasilitator mencari peserta yang punya kertas lebih dari satu, selanjutnya peserta memperagakan apa yang tertulis di kertas tersebut	Permainan	Pulpen Kertas A4	20 menit
3.	• Fasilitator meminta peserta menuliskan harapan peserta setelah mengikuti pelatihan ini • Harapan peserta dituliskan pada 1 post it/sticky note untuk 1 harapan kemudian ditempelkan pada kertas metaplan yang ditempelkan ke dinding yang berjudul “HARAPAN SAYA”	Uraian lisan	Pulpen Kertas plano Post it/ <i>Sticky note</i>	10 menit
4.	Fasilitator menyampaikan tujuan pembelajaran yang akan dicapai pada pokok bahasan tentang Pemeriksaan Laboratorium Sederhana	Uraian lisan	Spidol Kertas plano	5 menit
5.	Fasilitator menjelaskan tentang Alur Pemeriksaan Laboratorium untuk IMS dan HIV	Uraian lisan	Spidol Kertas Plano Bahan Bacaan 1	45 menit
6.	Fasilitator memberikan kesempatan kepada peserta untuk bertanya tentang Alur Pemeriksaan Laboratorium untuk IMS dan HIV	Tanya jawab	—	15 menit
Total Sesi 1				100 menit

Pemeriksaan laboratorium untuk IMS dan HIV pada fasilitas layanan mengikuti alur sebagai berikut :



Penjelasan alur:

1. Setiap pasien dengan risiko tinggi IMS dan HIV diambil sampel untuk pemeriksaan laboratorium
2. Sampel preparat akan diambil untuk pemeriksaan basah dan kering
3. Sampel darah diambil jika akan dilakukan pemeriksaan sifilis dan atau HIV
4. Pemeriksaan laboratorium sediaan basah menggunakan reagen KOH 10% dan NaCl 0,9%
5. Pemeriksaan laboratorium sediaan kering menggunakan reagen Gram atau Metilen blue
6. Prosedur kerja mengikuti protap laboratorium sederhana, sifilis.
7. Untuk pemeriksaan HIV mengikuti protap diagnostik HIV

Proses Fasilitasi :

Sesi 2 : Pemeriksaan Sediaan Basah

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	Fasilitator menjelaskan tentang : - Prinsip pemeriksaan sediaan basah - Prosedur kerja - Cara membaca preparat sediaan basah dan interpretasi hasil - Faktor-faktor kesalahan pada pemeriksaan sediaan basah	Uraian lisan	Power point Laptop Proyektor/LCD Bahan Bacaan 2	45 menit
2.	Fasilitator memberikan kesempatan kepada peserta untuk bertanya	Tanya jawab	—	15 menit
3.	Persiapan praktik membuat sediaan basah. - Fasilitator meminta peserta untuk mengingat dan menyebutkan kembali alat dan bahan yang akan digunakan - Fasilitator meminta peserta menjelaskan kembali prosedur kerja dengan singkat	Tanya jawab	Spidol Kertas Plano Bahan Bacaan 2	15 menit
4.	Pemeriksaan sediaan basah - Fasilitator meminta peserta untuk mempersiapkan alat dan bahan - Selanjutnya, praktik akan dipandu oleh fasilitator	Demonstrasi Praktik	Alat-alat Laboratorium Petunjuk latihan 1 Lembar penugasan 1	120 menit
Total Sesi 2				195 menit

Sesi 3 : Pemeriksaan Sediaan Kering

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	Fasilitator menjelaskan tentang : - Dua macam sediaan kering yaitu Pewarnaan Gram dan Metilen Biru - Prosedur kerja - Cara membaca sediaan kering dan interpretasi hasil	Uraian lisan	Power point Laptop Proyektor/LCD Bahan Bacaan 3	45 menit
2.	Fasilitator memberikan kesempatan kepada peserta untuk bertanya	Tanya jawab	—	10 menit
3.	Persiapan praktik membuat sediaan kering. - Fasilitator meminta peserta untuk mengingat dan menyebutkan kembali alat dan bahan yang akan digunakan - Fasilitator meminta peserta menjelaskan kembali prosedur kerja dengan singkat	Tanya jawab	Spidol Kertas Plano Bahan Bacaan 3	15 menit

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
4.	Pemeriksaan sediaan kering • Fasilitator meminta peserta untuk mempersiapkan alat dan bahan • Selanjutnya, praktik akan dipandu oleh fasilitator	Demonstrasi Praktik	Alat-alat Laboratorium Petunjuk latihan 2 Lembar penugasan 2	120 menit
5.	• Fasilitator meminta 2 orang peserta untuk melakukan ulasan balik tentang pokok bahasan pemeriksaan laboratorium sederhana • Fasilitator menutup pokok bahasan ini kepada peserta dan menyebutkan pokok bahasan selanjutnya	Uraian lisan	—	10 menit
Total Sesi 3				200 menit

Bahan Bacaan SESI 2

PEMERIKSAAN SEDIAAN BASAH

A. Prinsip Pemeriksaan Sediaan Basah

Sekret vagina atau eksudat dapat langsung diperiksa untuk mengetahui ada tidaknya yeast, trichomonas vaginalis atau clue cells dengan menggunakan sediaan basah saline (Stamm, 1988). Sedangkan preparat KOH digunakan untuk melarutkan mukus dan jaringan dari bahan pemeriksaan untuk mempermudah pemeriksaan yeast atau elemen dari jamur/candida. Sebagai tambahan, bau amine dapat diobservasi untuk pasien dengan bakterial vaginosis dan T. vaginalis ketika sediaan ditetesi dengan KOH 10%. pH vagina lebih dari 4.5 juga mengindikasikan adanya bakterial vaginosis dan T. vaginalis.

B. Prosedur Kerja

1) Bahan Pemeriksaan

Sekret vagina atau bahan lainnya yang sesuai diambil dengan kapas sengkeli. Jika kemudian kapas sengkeli tersebut dimasukkan kedalam 1 mL saline dalam sebuah tabung kecil, maka saline tersebut dapat digunakan untuk sediaan basah saline dan KOH. Untuk pemeriksaan pH vagina, oleskan kertas pH pada dinding vagina atau duh tubuh vagina pada spekulum. Hindari kontak dengan mukus di serviks karena memiliki pH tinggi.

2) Peralatan :

- Mikroskop dengan pembesaran 10x dan 40x
- Pipet tetes
- Cover glass (Kaca Penutup)

3) Reagen :

- KOH 10 %
- NaCl 0,9 %
- Hipocloride 0.05%

4) Cara Kerja:

1. Penerimaan sediaan dari ruang pengambilan spesimen
 - a) Sediaan harus diterima bersama dengan formulir catatan medisnya
 - b) Cocokkan nomor kode sediaan dengan nomor kode di catatan medis
 - c) Sediaan berisi 2 hapusan
2. Teteskan 1 tetes NaCl 0,9 % pada salah satu hapusan, aduk dengan ujung kaca penutup (*cover glass*)
3. Tutup menggunakan kaca penutup dengan menempelkan salah satu sisi kaca penutup pada sediaan dan menutupnya secara perlahan.
4. Teteskan 1 tetes KOH 10 % pada hapusan yang lainnya, cium ada tidaknya bau amis, aduk dengan kaca penutup (*cover glass*) kemudian tutup dengan kaca penutup
5. Periksa sediaan NaCl terlebih dahulu dibawah mikroskop dengan lensa objektif 10x dan 40x untuk melihat adanya *Trichomonas vaginalis* dan Clue cell
6. Periksa sediaan KOH 10% dibawah mikroskop dengan lensa objektif 10x dan 40x untuk melihat adanya bentuk-bentuk *Kandida*
7. Masukkan sediaan yang sudah diperiksa kedalam campuran hipocloride 0.5%
8. Tulis hasil pemeriksaan pada catatan medis dan buku register laboratorium IMS
9. Berikan lembar catatan medis pada ruangan konseling dan pengobatan

C. Cara Membaca Preparat Sediaan Basah dan Interpretasi hasil

- 1) *Trichomonas* hanya terlihat pada sediaan basah saline (hancur dengan KOH). Berbentuk amoboid (umumnya oval), lebih besar dari lekosit PMN dan dalam sediaan segar dapat dikenali dari gerakannya yang menghentak-hentak. Diagnosa ditegakkan dengan ditemukannya *Trichomonas* walaupun hanya satu.
- 2) Beberapa Clue cells dan sedikit atau tidak adanya PMN adalah indikasi bakterial vaginosis. Clue cells adalah sel epitel vagina yang ditutupi oleh berbagai bakteri vagina sehingga memberikan gambaran granular dengan batas sel yang kabur karena melekatnya bakteri batang atau kokus yang kecil. Clue cells hanya terlihat pada sediaan basah saline.

Bakterial Vaginosis (BV) didiagnosis dari kriteria berikut:

- (1) DTV (Duh Tubuh Vagina)
- (2) Clue Cells
- (3) Odor/Whiff tes
- (4) pH > 4.5

BV Positif jika 3 dari 4 kriteria diatas positif.

- 3) Yeast mungkin tertutupi oleh epitel pada preparat saline oleh karena itu penambahan KOH 10% sangat membantu dalam menemukan pseudo hyphae dan yeast pada preparat basah

Berikut ini cara membaca beberapa sediaan basah

a. Cara membaca hasil *Trichomonas Vaginalis*

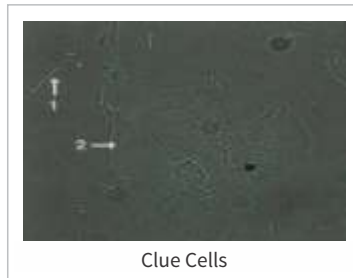
SEDIAAN BASAH NaCl 0.9 % :

Trichomonas vaginalis Positif bila : ditemukan ≥ 1 T. vaginalis (bentuk seperti layang-layang dan bergerak)



b. Cara Membaca hasil clue cells

Clue cell Positif bila : $\geq 25\%$ dari epitel yang ditemukan permukaannya di tutupi oleh bakteri pada sediaan NaCl 0.9%



c. Cara membaca hasil candida

SEDIAAN BASAH KOH 10% :

Kandida positif bila : Ditemukan ≥ 1 pseudohypae dan atau blastospora pada sediaan KOH 10%. Whiff test positif bila tercium bau amis fishy odor setelah ditetesi KOH



D. Faktor – faktor kesalahan pada pemeriksaan sediaan basah

Kesalahan tehnik yang dapat menurunkan sensitivitas pemeriksaan sediaan basah diantaranya adalah :

- Bahan pemeriksaan dari endoserviks
- Menggunakan saline yang dingin
- Menunda pembacaan sediaan
- Kontaminasi sediaan saline oleh KOH
- Terlalu banyak salide pada kaca objek
- Sediaan terlalu tebal
- Lapangan pandang terlalu terang akibat penggunaan kondensor yang tidak sesuai
- Hanya memeriksa sebagian kecil sediaan

Tujuan

Peserta mampu melakukan pemeriksaan sediaan basah

Persiapan**1. Fasilitator**

Siapkan alat dan bahan untuk pemeriksaan basah terdiri dari :

- KOH 10%
- NaCl 0.9%
- Kaca objek
- Cover gelas
- Hipoklorit
- Pipet Pasteur
- Mikroskop pembesaran 10X dan 40X
- Sampel pasien yang berisi candida, clue cells dan trichomonas (bila memungkinkan)

2. Peserta

Masing-masing peserta membawa mikroskop

Penugasan

- Tampilkan slide presentasi tentang cara pemeriksaan sediaan basah dan gambaran hasil pemeriksaan sediaan basah dan cara interpretasinya
- 25 Fasilitator melakukan demonstrasi cara pemeriksaan sediaan basah
- Fasilitator memperlihatkan hasil sediaan basah berupa clue cells, candida dan trichomonas (bila ada)
- 320 Masing-masing peserta melakukan pemeriksaan sediaan basah
- Peserta mencatat hasil pemeriksaan dilembar penugasan.
- Setiap kali mendapatkan hasil, peserta harus menginformasikan ke fasilitator untuk diverifikasi hasil pembacaannya.

LEMBAR PENUGASAN 1 SEDIAAN BASAH

Nama Peserta :

Petugas PKM :

No	ID	Clue Cells	Candida	Trichomonas
1.				
2.				
3.				
4.				
5.				
6.				
7.				
8.				
9.				
10.				

1. Bahan Pemeriksaan

- a) Hapusan Uretral
Pasien sebaiknya tidak buang air kecil sebelum pengambilan bahan pemeriksaan
- b) Hapusan Servikal
Bersihkan serviks sebelum pengambilan bahan pemeriksaan untuk mengurangi jumlah bakteri vagina dan sel pada sediaan
- c) Hapusan Rektal
Gunakan anuskopi untuk pengambilan bahan pemeriksaan

2. Pewarnaan Gram

- a) Pengertian dan pemeriksaan gram
Pewarnaan Gram merupakan pewarnaan yang paling sering dilakukan dalam bakteriologi. Pewarnaan ini dikategorikan sebagai differential stain dan berfungsi untuk membedakan antara bakteri negatif Gram dan positif Gram.
Pada laboratorium sederhana klinik IMS, pewarnaan Gram digunakan untuk membantu diagnosis Gonore, Kandida, Uretritis Non Spesifik dengan didasarkan atas jumlah lekosit PMN dan mikrobiologi yang ditemukan dan Clue Cells untuk diagnosa Bakterial Vaginosis (Stamm, 1988)
- b) Reagen
 - Reagen Gram
 - Minyak emersi dalam xylene
 - Spirtus
- c) Prosedur Kerja
 1. Penerimaan sediaan dari ruang pengambilan spesimen
 - Sediaan harus diterima bersama dengan formulir catatan medisnya
 - Cocokkan nomor kode sediaan dengan nomor kode di catatan medis
 - Sediaan berisi satu hapusan
 2. Keringkan sediaan di udara
 3. Fiksasi dengan melewatkannya diatas api sebanyak 7 kali
 4. Genangi/Tetesi sediaan dengan Kristal Violet selama 1 menit
 5. Cuci dengan air mengalir selama 5 detik
 6. Genangi/Tetesi sediaan dengan Larutan Iodine selama 1 menit
 7. Cuci dengan air mengalir selama 5 detik
 8. Lakukan decolorisasi dengan meneteskan etanol sampai warna biru hilang (Langkah ini sangat penting dalam pewarnaan Gram)
 9. Cuci dengan air mengalir selama 5 detik
 10. Genangi/Tetesi sediaan dengan Safranin / Carbol Fuchsin selama 1 menit
 11. Cuci dengan air mengalir selama 5 detik
 12. Keringkan sediaan
 13. Periksa sediaan dibawah mikroskop dengan lensa objektif 100x menggunakan minyak imersi untuk melihat adanya lekosit PMN dan diplokokus intraseluler.
 14. Periksa seluruh sediaan mulai dari sediaan tebal lalu sediaan tipis.

15. Setelah selesai melakukan pemeriksaan ambil preparat letakkan diatas tissue halus dengan posisi yang terkena minyak emersi menempel ditissue.
16. Catat hasil pemeriksaan pada catatan medis dan buku register laboratorium IMS.
17. Berikan lembar catatan medis pada ruangan konseling dan pengobatan

3. Pewarnaan Metilen Biru

a) Pengertian

Dalam beberapa keadaan tidak diperlukan pulasan Gram atau Ziehl-Neelsen, yaitu jika hanya menghendaki menyatakan adanya jasad renik saja. Dalam hal itu, pulasan yang cepat dan tepat adalah memakai larutan metilen biru menurut Loeffler

b) Reagen

- Metilen Blue 0.3 – 1%
- Minyak emersi dalam xylene
- Spirtus

3) Prosedur Kerja

- 1) Penerimaan sediaan dari ruang pengambilan spesimen
 - Sediaan harus diterima bersama dengan formulir catatan medisnya
 - Cocokan nomor sediaan dengan nomor di catatan medis
 - Sediaan berisi satu hapusan
- 2) Keringkan sediaan diudara
- 3) Fiksasi dengan melewatkannya diatas api sebanyak 7 kali
- 4) Genangi/Tetesi sediaan dengan Methylen blue 0.3% - 1% selama 2 – 3 menit
- 5) Cuci dengan air mengalir
- 6) Keringkan sediaan
- 7) Periksa sediaan dibawah mikroskop dengan lensa objektif 100x menggunakan minyak imersi untuk melihat adanya lekosit PMN dan diplokokus intraseluler.
- 8) Periksa seluruh sediaan mulai dari sediaan tebal lalu sediaan tipis.
- 9) Setelah selesai melakukan pemeriksaan ambil preparat letakkan diatas tissue halus dengan posisi yang terkena minyak emersi menempel ditissue.
- 10) Catat hasil pemeriksaan pada catatan medis dan buku register laboratorium IMS.
- 11) Berikan lembar catatan medis pada ruangan konseling dan pengobatan

4. Cara membaca sediaan kering dan interpretasi hasil

Membaca sediaan dengan pewarnaan Gram/Metilen blue :

1) Hapusan Uretra (Pria)

- Pasien sebaiknya tidak buang air kecil sebelum pengambilan bahan pemeriksaan
- Hasil : PMN + bila ditemukan > 5 PMN/lpb
- Diplokokus + bila ditemukan >= 1 Diplokokus intrasel

2) Hapusan Servikal

- Bersihkan serviks sebelum pengambilan bahan pemeriksaan untuk mengurangi jumlah bakteri vagina dan sel pada sediaan
- Hasil : PMN + bila ditemukan > 30 PMN/lpb
- Diplokokus + bila ditemukan >= 1 Diplokokus intrasel

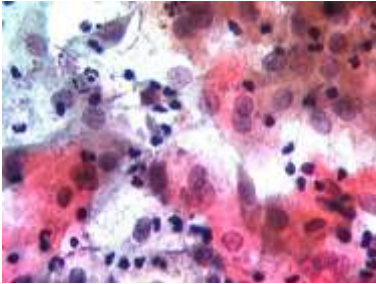
3) Hapusan Rektal

- Gunakan anuskopi untuk pengambilan bahan pemeriksaan
- Hasil : PMN + bila ditemukan > 5 PMN/lpb
- Diplokokus + bila ditemukan >= 1 Diplokokus intrasel

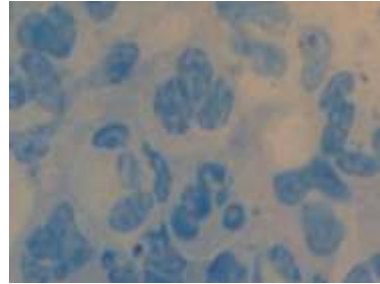
a) Cara Membedakan Hasil Negatif dan Positif

Diplokokus Positif bila: Ditemukan ≥ 1 Diplokokus Intrasel/100 lpb

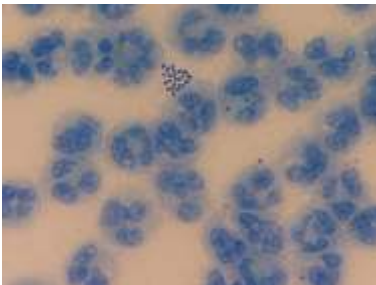
PMN Negatif, Diplococcus Negatif, hanya ditemukan sel-sel epitel



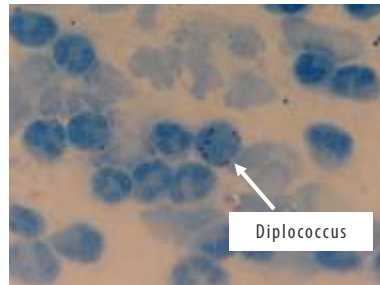
PMN Positif, Diplococcus Negatif



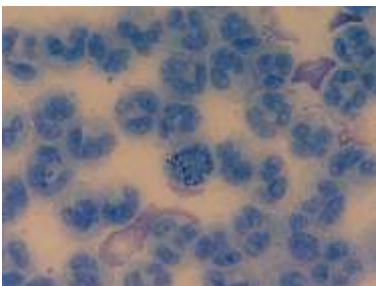
PMN Positif, Diplococcus Negatif (Karena hanya ditemukan Diplococcus Eskstraseluler)



PMN Positif, Diplococcus Positif



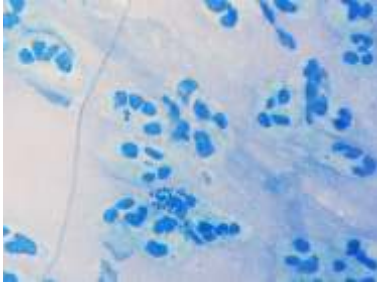
PMN Positif, Diplococcus Positif



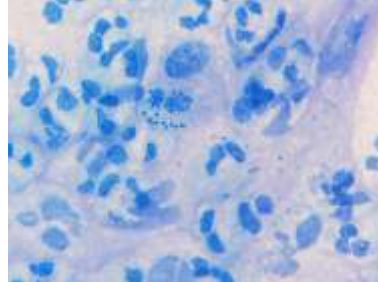
PMN Negatif, Diplococcus Negatif, hanya ditemukan sperman



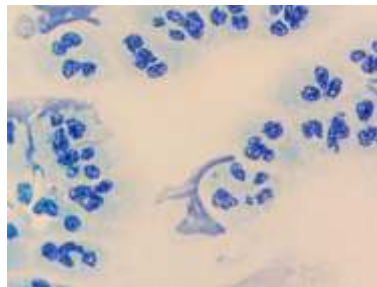
PMN Positif, Diplococcus Positif



PMN Positif, Diplococcus Positif (Low Count)



PMN Positif, Diplococcus Negatif



b) Cara membaca PMN

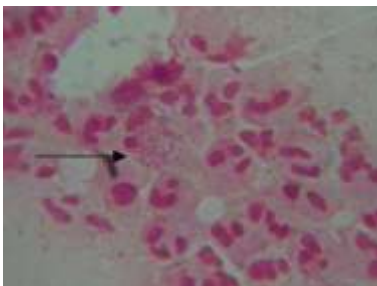
Lekosit PMN Positif bila :

Ditemukan ≥ 30 PMN/lpb (Serviks/Wanita)

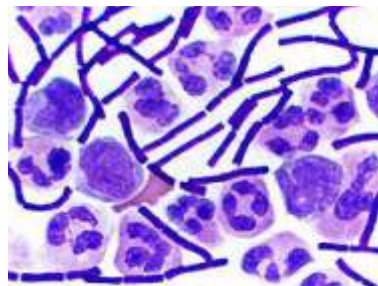
Ditemukan ≥ 5 PMN/lpb (Uretra/Pria)

Ditemukan ≥ 5 PMN/lpb (Anus)

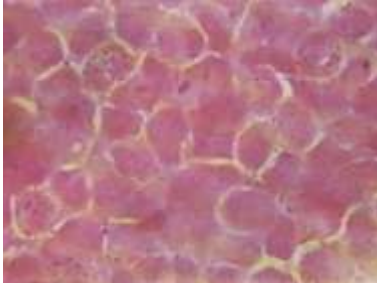
PMN Positif, Diplococcus Intraseluler Gram Negatif



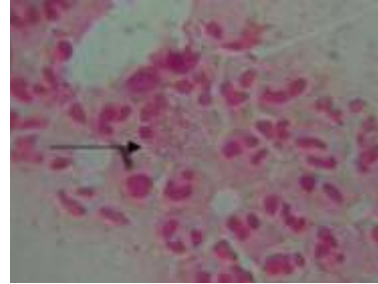
PMN Positif, Diplococcus Intraseluler tidak ada



PMN Positif, Diplococcus Intraseluler Gram Negatif

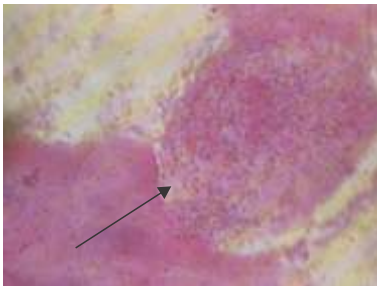


PMN Positif, Diplococcus Intraseluler Gram Negatif

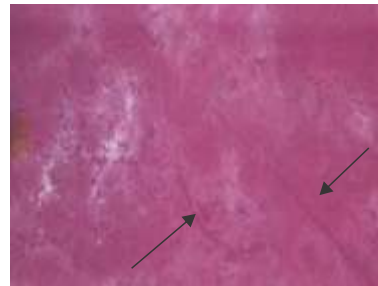


c) Cara membaca clue cell & Candida pada sediaan kering

Clue Cells



Kandida (*Pseudohyphae* & *Blastospore*)



5. Faktor-faktor kesalahan pada pewarnaan Gram/Metilen blue

- Menggosok bukan memutar kapas lidi yang berisi bahan pemeriksaan pada kaca objek akan merusak morfologi sel
- Preparat yang tidak difiksasi sehingga dapat menyebabkan sediaan lepas dari kaca objek ketika pencucian
- Fiksasi yang terlalu panas akan menyebabkan timbulnya artifacts
- Penggunaan Iodine yang telah expire (Pewarnaan Gram)
- Kelebihan/kekurangan waktu dalam pewarnaan dapat menyebabkan bakteri positif Gram terlihat seperti bakteri negatif Gram

Tujuan

Peserta mampu melakukan pemeriksaan sediaan kering dan membaca hasil pemeriksaan

Persiapan**1. Fasilitator**

Siapkan alat dan bahan untuk pemeriksaan sediaan kering (Gram/Metilen Blue) terdiri dari :

- 1) Rak pewarnaan
- 2) Lampu spiritus
- 3) Pipet pasteur
- 4) Kertas tisu halus
- 5) Korek Api
- 6) Botol Semprot
- 7) Metilen Blue 0.3 – 1 %/ Reagen Gram
- 8) Minyak emersi
- 9) Spiritus
- 10) Korentang
- 11) Mikroskop pembesaran 10X, 40X dan 100X
- 12) Slide Gram/Metilen Blue dengan hasil positif dan negatif.

2. Peserta

Masing – masing peserta membawa mikroskop

Penugasan

Langkah 1 : 10 menit

- Tampilkan slide presentasi tentang cara pemeriksaan sediaan kering dan gambaran hasil pemeriksaan sediaan kering (Gram/Metilen Blue) dan cara interpretasinya

Langkah 2 : 10 menit

- Fasilitator melakukan demonstrasi cara pemeriksaan sediaan kering.
- Fasilitator memperlihatkan hasil sediaan kering berupa PMN, Diplococcus hasil yang negatif dan positif.

Langkah 3 : 60 menit

- Masing – masing peserta melakukan pemeriksaan sediaan kering
- Masing – masing peserta akan diberikan 20 slide sediaan kering.
- Peserta akan melakukan pembacaan sediaan kering.
- Peserta mencatat hasil pemeriksaan dilembar penugasan.
- Setiap kali mendapatkan hasil, peserta harus menginformasikan ke fasilitator untuk diverifikasi hasil pembacaannya.

Langkah 4 : 10 menit

- Fasilitator akan mereview ulang semua hasil peserta dan mendiskusikan hasil pemeriksaannya.

LEMBAR PENUGASAN 2 SEDIAAN KERING

Nama Peserta :

Petugas PKM :

No	ID	PMN	Diplococcus
1.			
2.			
3.			
4.			
5.			
6.			
7.			
8.			
9.			
10.			

2

KEWASPADAAN UNIVERSAL DAN PPP (PROFILAKSIS PASCA PAJANAN)

POKOK BAHASAN	TOPIK
Kewaspadaan Universal dan PPP (Profilaksis Pasca Pajanan)	Prinsip Kewaspadaan Universal
	Teknik Mencuci Tangan
	Profilaksis Pasca Pajanan

Tujuan

1. Tujuan Umum
Pada akhir sesi, peserta mampu memahami kewaspadaan universal, cara cuci tangan, dan PPP.
2. Tujuan Khusus
Pada akhir sesi, peserta mampu :
 - a. Menjelaskan prinsip kewaspadaan universal
 - b. Menjelaskan cara mencuci tangan
 - c. Menjelaskan tentang Profilaksis Pasca Pajanan

Metode

1. Uraian lisan
2. Permainan
3. Brainstroming
4. Tanya jawab
5. Demonstrasi
6. Praktik

Bahan Bacaan

1. Bahan bacaan 4 : Prinsip Kewaspadaan Universal
2. Bahan bacaan 5 : Teknik Mencuci Tangan
3. Bahan bacaan 6 : Profilaksis Pasca Pajanan (PPP)

Alat

- | | |
|-----------------|----------------------|
| 1. Pulpen | 5. Alat-alat praktik |
| 2. Kertas A4 | 6. Power point |
| 3. Spidol | 7. Laptop |
| 4. Kertas plano | 8. Proyektor / LCD |

Waktu

Pelaksanaan pokok bahasan ini selama 4 Jam Pembelajaran (1 jam pembelajaran = 45 menit) (4 x 45 menit = 180 menit)

1. Sesi 4 : 60 menit
2. Sesi 5 : 60 menit
3. Sesi 6 : 60 menit

Proses Fasilitasi :

Sesi 4 : Prinsip Kewaspadaan Universal

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	Fasilitator membuka sesi dan menyebutkan judul sesi 4 “Prinsip Kewaspadaan Universal”	Uraian lisan	—	2 menit
2.	Ice Breaking “ Tebak Gaya ” • Fasilitator membentuk kelompok yang terdiri dari lima orang atau sama rata • Fasilitator meminta setiap anggota kelompok membuat 1 baris dan menghadap ke belakang • Fasilitator memanggil peserta paling belakang dari kelompok dan memperlihatkan/menuliskan sebuah objek • Fasilitator memberikan kesempatan kepada anggota kelompok tersebut untuk memikirkan gaya apa yang akan digunakan • Selanjutnya, peserta tersebut menepuk bahu teman di depannya untuk berbalik. Kegiatan ini dilakukan hingga peserta paling akhir tanpa bersuara • Setelah semua selesai mintalah peserta mengulangi gerakan yang ia contohkan dan memberikan jawaban kepada fasilitator	Permainan	Pulpen Kertas A4	10 menit
3.	• Fasilitator menyampaikan tujuan pembelajaran yang akan dicapai pada pokok bahasan tentang Prinsip Kewaspadaan universal	Uraian lisan	—	3 menit
4.	Fasilitator menjelaskan dan menuliskan apa yang diketahui peserta tentang Prinsip Kewaspadaan Universal	Brainstroming	Spidol Kertas Plano Bahan Bacaan 4	90 menit
5.	Fasilitator memberikan kesempatan kepada peserta untuk bertanya tentang Prinsip Kewaspadaan Universal	Tanya jawab	Bahan Bacaan 4	5 menit
Total Sesi 4				60 menit

A. Keselamatan Laboratorium

1. Keamanan laboratorium adalah bagian dari upaya keselamatan laboratorium yang bertujuan melindungi pekerja laboratorium dan orang disekitarnya dari risiko terkena gangguan kesehatan yang ditimbulkan laboratorium.
2. Bahan infeksius adalah bahan yang mengandung mikroorganisme yang hidup seperti bakteri, virus, rickettsia, parasit, jamur atau suatu rekombinan, hibrid atau mutan yang dapat menimbulkan penyakit pada manusia dan hewan.
3. Spesimen adalah setiap bahan yang berasal dari manusia dan hewan seperti ekskreta, sekreta, darah dan komponennya, jaringan dan cairan jaringan dan bahan yang berasal bukan dari manusia yang dikirim untuk tujuan pemeriksaan.
4. Limbah laboratorium adalah bahan bekas pakai dalam pekerjaan laboratorium yang dapat berupa limbah cair, padat dan gas.

B. Ketentuan Umum di Laboratorium

Menganggap dan memberlakukan setiap spesimen sebagai bahan infeksius.

C. Prinsip Umum Kesehatan dan Keselamatan Kerja di Laboratorium

1. Selalu mengenakan sarung tangan saat menangani atau mengambil spesimen. Demikian juga saat melakukan desinfeksi atau pembersihan. Sarung tangan hanya dipakai untuk satu kali saja.
2. Jas laboratorium dikenakan sebagai pelindung dari percikan bahan biologis dan dilepas sebelum meninggalkan laboratorium. Pakaian yang terkontaminasi harus didekontaminasi dengan autoklaf atau disinfeksi kimiawi, sebelum dikirim ke binatu.
3. Masker, pelindung mata atau pelindung muka harus dipakai bila terdapat risiko percikan atau tumpahan bahan infeksius untuk melindungi membran mukosa mulut, hidung dan mata dari percikan darah, cairan tubuh, maupun benda lain.
4. Hindari terbentuknya aerosol, percikan atau tumpahan.
5. Cuci tangan sebelum memakai sarung tangan, setelah melepas sarung tangan, setelah bekerja, sebelum meninggalkan laboratorium atau bila perlu.
6. Satu pasang sarung tangan hanya dipakai untuk satu penderita.
7. Jarum suntik dan benda tajam lainnya diletakkan dalam wadah tahan tusuk (puncture-proof). Jangan menutup, membengkokkan atau mematahkan jarum dengan tangan.
8. Spesimen dikirim ke laboratorium dalam wadah yang kuat (enamel trays, racks). Spesimen rujukan harus diberi label yang jelas, dibungkus dua lapis atau ditempatkan dalam wadah kedua yang tahan bocor dan tahan tusukan.
9. Permukaan meja harus didekontaminasi dengan disinfektan kimiawi setelah adanya tumpahan, sebelum dan setelah selesai bekerja atau bila diperlukan. Disinfektan yang digunakan adalah hipoklorit 0,5%.
10. Gunakan alat untuk memipet secara mekanis, jangan memipet dengan mulut.
11. Jangan makan, minum, merokok, berdandan maupun menyimpan makanan dan barang pribadi di ruang kerja laboratorium. Rambut panjang harus diikat dan ditutupi.
12. Dilarang menggunakan sepatu sandal. Sepatu yang dikenakan harus menutupi seluruh kaki.

13. Dilarang bekerja di laboratorium bila menderita luka terbuka dikulit. Luka harus diobati sampai sembuh sebelum diperkenankan bekerja di laboratorium. Luka serut ringan harus ditutupi dengan plester kedap air.

D. Persyaratan Tempat Bekerja

1. Harus selalu dalam keadaan rapi dan bersih.
2. Harus dipisahkan daerah kerja bersih dan kotor. Daerah kotor adalah tempat melakukan pengujian dan penanganan spesimen, daerah bersih adalah tempat administrasi, di daerah ini tidak diperkenankan sarung tangan dan gaun, dan sebelum masuk daerah bersih tangan harus dicuci.
3. Dilarang menaruh barang yang tidak diperlukan di atas meja dan bangku.
4. Permukaan meja harus dibersihkan dengan desinfektan sebelum dan sesudah bekerja.
5. Dilarang menaruh spesimen ditepi rak dan tepi permukaan meja.
6. Laboratorium hanya boleh dimasuki petugas laboratorium, pengunjung hanya boleh ditemui di luar laboratorium.
7. Tumpahan cairan harus segera didekontaminasi dan dibersihkan kembali dengan desinfektan.
8. Alat dan wadah kaca hanya dipakai bila sangat perlu, disimpan secara rapi.
9. Pintu, pegangan telepon harus dibersihkan secara teratur dengan desinfektan.
10. Alat P3K harus ada di setiap laboratorium.
11. Harus mempunyai manajemen keamanan kerja laboratorium.
12. Kecelakaan harus dilaporkan sesuai prosedur.

Untuk pemeriksaan laboratorium HIV sebaiknya di laboratorium dengan tingkat Bio Safety Level (BSL) II.

E. Tata Ruang Dan Fasilitas Laboratorium

1. Ruangan

- Ruangan laboratorium harus mudah dibersihkan, pertemuan antara dua dinding dan lantai harus melengkung.
- Permukaan meja harus tidak tembus air. Juga tahan asam, basa, larutan organik dan panas yang sedang. Tepi meja harus melengkung.
- Perabot yang digunakan harus dibuat dari bahan yang kuat.
- Ada jarak antara meja kerja, lemari dan alat laboratorium sehingga mudah dibersihkan.
- Ada dinding pemisah antara ruang pasien dan laboratorium.
- Penerangan dalam laboratorium harus cukup.
- Permukaan dinding, langit-langit dan lantai harus rata agar mudah dibersihkan. Tidak tembus cairan serta tahan desinfektan.
- Pintu laboratorium sebaiknya dilengkapi dengan label KELUAR, alat penutup pintu otomatis dan diberi label BAHAYA INFEKSI (BIOHAZARD).
- Tempat sampah dilapisi dengan kantong plastik, warna kantong plastik sesuai dengan jenis sampah. Warna kuning untuk sampah infeksius dan warna hitam untuk sampah non infeksius.
- Tersedia ruang ganti pakaian, ruang makan/minum dan kamar kecil.
- Tanaman hias tidak diperbolehkan dalam ruang laboratorium.

2. Koridor, Lantai, dan Tangga

- Lantai laboratorium harus bersih, kering dan tidak licin.
- Koridor harus bebas dari halangan.

- Tangga harus dilengkapi dengan pegangan.
- Permukaan anak tangga harus rata dan tidak licin.
- Penerangan koridor harus cukup.

3. Sistem Ventilasi

- Ventilasi laboratorium harus cukup.
- Jendela laboratorium yang dapat dibuka harus dilengkapi kawat nyamuk/lalat.
- Udara didalam laboratorium dibuat mengalir searah.

4. Fasilitas Air, Gas, dan Listrik

- Tersedia aliran listrik dan generator dengan kapasitas yang memadai.
- Tersedia instalasi gas di laboratorium.
- Tersedia fasilitas air PAM/pompa/sumur artesis dengan kualitas air yang memadai sesuai kebutuhan laboratorium.

F. Standarisasi Kantong Plastik Sampah

Gunakan kantong plastik limbah warna kuning yang berlabel biohazard dan isi dengan Hipoclorit 0,5 % dan buang setiap hari.



G. Prosedur Pengelolaan Spesimen

1. Pengambilan Darah

- Semua spesimen darah harus dianggap infeksius, dan dijaga agar tidak ada tetesan darah diruang rawat, tempat pengambilan spesimen dan laboratorium.
- Sarung tangan dan jas laboratorium harus digunakan saat pengambilan maupun menangani darah.
- Pergunakan jarum dan lanset secara hati-hati, terutama pada penderita yang gelisah untuk menghindari kecelakaan kerja.
- Diperlukan kewaspadaan yang tinggi saat memindahkan darah dari sempit ke botol karena sering terjadi kecelakaan kerja.
- Darah maupun cairan tubuh jangan dikeluarkan secara paksa agar tidak terpercik ke daerah sekitarnya.
- Jangan menutup kembali jarum dengan tangan, gunakan peralatan untuk menutup dan membuka jarum atau gunakan tehnik satu tangan untuk menutup jarum.
- Jarum dan sempit bekas harus dibuang dalam wadah tahan tusuk.
- Pastikan tidak ada kontaminasi diluar tabung spesimen. Bila ada, bersihkan dan pada formulir permintaan harus diberi label/tanda khusus.

2. Membuka tabung spesimen dan mengambil sampel

- Buka tabung spesimen dalam Kabinet Keamanan Biologis Kelas I dan II
- Gunakan sarung tangan
- Untuk mencegah percikan, buka sumbat/penutup tabung setelah dibungkus kain kasa.

3. Pengelolaan spesimen

a. Penerimaan spesimen di laboratorium :

- Laboratorium mempunyai loket khusus penerimaan spesimen.
- Spesimen harus ditempatkan dalam wadah yang tertutup rapat untuk mencegah tumpahnya/bocornya spesimen.
- Wadah harus didesinfeksi atau diautoklaf sebelum dibuang.
- Wadah diberi label identitas pasien
- Wadah diletakkan pada baki khusus yang terbuat dari logam atau plastik yang dapat didesinfeksi atau diautoklaf ulang.
- Baki harus didisinfeksi/di autoklaf secara teratur setiap hari.
- Jika mungkin, letakkan wadah diatas baki dalam posisi berdiri.

b. Petugas penerima spesimen :

- Semua petugas penerima spesimen harus mengenakan jas laboratorium.
- Semua spesimen harus dianggap infeksius dan ditangani secara hati-hati.
- Meja penerimaan spesimen harus dibersihkan dengan desinfektan setiap hari.
- Dilarang makan/minum, merokok selama bekerja.
- Cuci tangan dengan sabun/desinfektan setiap selesai bekerja dengan spesimen.

c. Petugas pembawa spesimen dalam laboratorium :

- Mengenakan jas laboratorium yang tertutup rapat pada bagian depan saat membawa spesimen.
- Membawa spesimen diatas baki.
- Mencuci tangan dengan sabun sesering mungkin dan sebelum makan. Gunakan disinfektan jika terkena tumpahan/percikan dari spesimen.
- Jika spesimen bocor/tumpah diatas baki, dekontaminasi baki dan sisa spesimen diautoklaf.
- Segera lapor pada petugas/panitia keamanan kerja laboratorium jika terluka pada saat bekerja.

H. Cara untuk Mencegah Tertusuk Bahan Infeksius

Jarum suntik, pecahan kaca dapat menyebabkan luka tusuk. Untuk menghindarinya dapat dilakukan :

- Bekerja dengan hati-hati.
- Mempergunakan jarum suntik sejarang mungkin.
- Jangan membuang bekas jarum suntik sembarangan.

I. Penutupan Jarum/Semprit

Penutupan jarum dengan tangan sebaiknya dihindari, bila terpaksa gunakan tehnik satu tangan :

- Letakkan tutup jarum pada permukaan datar dan keras.
- Dengan satu tangan pegang semprit dan masukkan jarum ketutupnya.
- Setelah tutup melingkupi jarum, dengan tangan lainnya keraskan ulir tutup pada semprit.



Tabel 1. Peralatan keamanan, bahaya yang dicegah dan keamanan yang diperoleh

Alat	Bahaya yang dicegah	Keamanan
Biosafety cabinet tingkat I	Aerosol, percikan	Aliran udara yang masuk ke daerah kerja sedikit
Biosafety cabinet tingkat II	Aerosol, percikan	Aliran udara yang masuk ke daerah kerja sedikit. Udara yang keluar dari daerah kerja sudah terinfiltasi baik
Biosafety cabinet tingkat III	Aerosol, percikan	Cara pengaman yang maksimum
Alat bantu pipet	Bahaya pemipetan dengan mulut yaitu : tertelannya mikroorganisme patogen, inhalasi aerosol dan kontaminasi pada ujung tempat menghisap.	Dapat di disinfeksi, mudah digunakan dan mencegah kontaminasi serta kebocoran dari ujung pipet
Masker	Inhalasi aerosol	Tertahannya partikel sebesar 1 - 5 mikron. Melindungi mata jika menggunakan pelindung wajah penuh
Pelindung wajah dan Pelindung Mata	Pecahan, percikan	Pelindung wajah : melindungi seluruh wajah Pelindung mata : melindungi mata dan bagian mata
Otoklaf	Kontaminasi mikroorganisme pada alat sekali pakai dan alat yang digunakan kembali	Sterilisasi yang efektif
Botol dengan tutup berulir (<i>screw-capped</i>)	Aerosol, tetesan	Perlindungan yang efektif
Alat insinerasi mikro	Aerosol	Mengurangi percikan dan penyebaran bahan infeksi

Sumber : Laboratory Biosafety Manual, 2nd edition, WHO Geneva 1993

Tabel 2. Peralatan laboratorium, bahaya dan cara mengatasinya.

Peralatan Laboratorium	Bahaya	Cara Mengatasi
Jarum Semprit	Tusukan, aerosol, tumpahan	Gunakan jarum semprit dengan sistim pengunci untuk mencegah terlepasnya jarum dari semprit, jika mungkin gunakan alat suntuk sekali pakai. Sedot bahan pemeriksa dengan hati-hati untuk mengurangi gelembung udara. Lingkari jarum dengan kapas disinfektan saat menarik jarum dan botol spesimen. Jika mungkin, lakukan dalam biosafety cabinet. Semprit harus sterilkan dengan otoklaf sebelum dibuang, jarum sebaiknya dibakar dengan insinerator.
Sentrifus alat pemusing	Aerosol, percikan, tabung pecah	Jika diduga ada tabung pecah saat sentrifugasi, matikan mesin dan jangan dibuka selama 30 menit. Jika tabung pecah selama mesin berhenti, sentrifus harus ditutup kembali dan biarkan selama 30 menit. Laporkan kejadian ini kepada petugas keamanan kerja. Gunakan sarung tangan karet tebal dan forsep untuk mengambil pecahan kaca. Tabung yang pecah, pecahan gelas dan selongsong serta rotor harus didisinfeksi. Tabung tidak pecah didisinfeksi serta terpisah. Ruang dalam sentrifus (Chamber) didesinfeksi, dibiarkan satu malam. Bilas dengan air dan keringkan.
Alat homogenisitas dan alat pengaduk (<i>stirrer</i>)	Aerosol, kebocoran	Gunakan alat homogenisasi yang terbuat dari teflon. Tabung dan tutup alat harus dalam keadaan baik. Saat bekerja, tutup alat dengan plastik. Sebaiknya pekerjaan dilakukan dalam biosafety cabinet.
Alat pemecah jaringan (<i>grinder</i>)	Aerosol, kebocoran	Operator harus memakai sarung tangan dan alat dipegang dengan bahan absorben yang lunak.
Alat pengguncang (<i>shaker</i>)	Aerosol, percikan	Gunakan tabung yang tertutup rapat, dilengkapi dengan filter pada mulut tabung.
Alat hofilisasi	Aerosol, kontak langsung, kontaminasi	Gunakan filter untuk udara antara pompa dan daerah hampa udara. Gunakan konektor berbentuk cincin O untuk menutup seluruh unit. Lengkapi dengan penyaring kelembaban yang terbuat dari logam. Periksa semua saluran hampa udara yang terbuat dari gelas, terhadap adanya kerusakan. Gunakan hanya alat gelas yang dirancang untuk alat ini. Pakai disinfektan yang baik seperti disinfektan kimia.

Peralatan Laboratorium	Bahaya	Cara Mengatasi
Penangas Air (<i>waterbath</i>)	Pertumbuhan mikriorganisme	Lakukan disinfeksi (jangan gunakan disinfektan yang bersifat korosif) dan penggantian air secara berkala. Tabung harus tertutup jika menggunakan penangas air berguncang (<i>shaking waterbath</i>).
Ultrasintrifus	Aerosol, tabung pecah	Pasang filter HEPA diantara sentrifus dan pompa vakum. Buat buku catatan untuk mencatat jam penggunaan setiap rotor dan tindakan pemeliharaan alat, untuk mengurangi risiko kegagalan mekanik.
Alat sonifikasi	Gangguan pendengaran	Pasang insulator peredam suara untuk melindungi terhadap ketidak kebisingan suara.

Sumber : Laboratory Biosafety Manual, 2nd edition, WHO Geneva 1993

TINDAKAN KEWASPADAAN (*PRECAUTIONS*) YANG PERLU DILAKUKAN OLEH PETUGAS

Karena petugas kesehatan tidak selalu dapat mengetahui apakah pasien dalam keadaan infeksius atau tidak , maka Kewaspadaan Standar perlu diterapkan terhadap semua pasien yang datang ke tempat pelayanan kesehatan tanpa memandang status infeksi.

Unit pelayanan kesehatan lini depan harus menerapkan dan mempertahankan dilaksanakannya Kewaspadaan Standar dasar dan praktis yang dapat diberlakukan secara rutin terhadap semua pasien yang datang. Semua petugas (dokter, perawat, bidan dan tenaga penunjang lainnya) khususnya yang bertugas di ruang Triase harus melaksanakan:

1. Mencuci Tangan untuk mencegah penularan dari orang ke orang, atau dari bahan terkontaminasi ke orang
2. Memakai Alat perlindungan Perorangan (APP)
 - a. Memakai Sarung Tangan sebelum menyentuh :
 - Segala sesuatu yang basah seperti kulit luka, selaput lendir, darah dan cairan tubuh lain, atau
 - Instrumen yang kotor, bahan sampah terkontaminasi, atau
 - Sebelum melakukan prosedur invasif
 - b. Menggunakan Masker dan respirator / N95 (hanya bila diperlukan)
 - c. Memakai APP lain (kacamata pelindung, gaun, apron) bila mungkin terjadi cipratan cairan tubuh (sekresi dan ekskresi)
 - d. Memakai prosedur yang direkomendasikan untuk memproses instrumen, sarung tangan dan item lain paska pakai dengan melakukan dekontaminasi, mencuci bersih, sebelum sterilisasi atau DTT (desinfeksi tingkat tinggi).
 - e. Membuang bahan sampah terkontaminasi secara aman untuk melindungi petugas kebersihan dan mencegah timbulnya luka atau penyebaran infeksi ke masyarakat.

a. Memakai Alat Perlindungan Perorangan (APP)

Alat Perlindungan Perorangan meliputi : sarung tangan, masker/respirator, pelindung mata (pelindung wajah, kacamata), tutup kepala, apron, dan lainnya. Pembatas yang efektif adalah yang dibuat dari bahan yang tidak bisa ditembus oleh cairan.

Sarung tangan melindungi tangan dari bahan-bahan terinfeksi dan melindungi pasien dari mikroorganisma yang berasal dari tangan petugas. Alat ini adalah satu-satunya pembatas fisik yang lebih penting selain cuci tangan untuk mencegah penyebaran infeksi. Tergantung pada situasi yang dihadapi, sarung tangan rumah tangga perlu dikenakan oleh semua petugas bila:

- 1. Ada kemungkinan kontak tangan dengan darah / cairan tubuh, selaput lendir, kulit yang terbuka
- 2. Melakukan prosedur medis invasif (memasang selang infus)
- 3. Menangani bahan sampah terkontaminasi atau menyentuh permukaan terkontaminasi.

Langkah-langkah mengenakan sarung tangan:

Langkah 1	Cuci tangan dengan air dan sabun 10-15 detik dan keringkan dengan handuk kertas/kain sekali pakai atau pengering udara.
Langkah 2	Kenakan kedua sarung tangan. Sepasang sarung tangan bersih untuk prosedur yang memerlukan sentuhan halus (seperti pengambilan sampel darah) atau sepasang sarung tangan rumah tangga untuk membersihkan permukaan yang terkontaminasi dengan desinfektan.
Langkah 3	Dekontaminasi sarung tangan dengan merendam dalam larutan klorin 0.5% selama 10 menit bila sarung tangan akan dipakai lagi. Bila tidak dipakai ulang, buang kedalam tempat sampah terkontaminasi yang anti bocor.
Langkah 4	Cuci tangan dengan air dan sabun 10-15 detik dan keringkan dengan handuk kertas/kain sekali pakai atau pengering udara sebelum kontak dengan pasien berikut atau petugas.

b. Dekontaminasi Peralatan, sarung tangan dan perlengkapan

Risiko terbesar untuk terinfeksi adalah bagi petugas yang:

- 1. Melakukan atau membantu prosedur
- 2. Memproses alat dan perlengkapan
- 3. Menangani urusan kebersihan dan pembuangan sampah

Dekontaminasi dan mencuci merupakan dua langkah pencegahan infeksi yang sangat efektif untuk mengurangi risiko terkena infeksi bagi petugas kesehatan, termasuk petugas kebersihan dan rumah tangga bila mereka menangani alat medis, sarung tangan dan lain-lain. Sterilisasi atau DTT (desinfeksi tingkat tinggi) dilakukan setelah deontaminasi dan pencucian selesai dilakukan.

Dekontaminasi merupakan langkah pertama yang harus dilakukan untuk memproses alat dan sarung tangan yang kotor, dimana alat-alat yang telah kontak dengan darah atau cairan tubuh direndam dulu dalam larutan klorin 0.5 % selama 10menit. Tindakan ini akan mematikan berbagai virus sehingga aman untuk ditangani oleh petugas yang mencuci.

CARA MEMBUAT LARUTAN KLORIN 0.5%

1. Cek konsentrasi produk klorin yang akan dipakai
2. Tentukan jumlah air yang dibutuhkan menurut tabel dibawah :

$$\text{jumlah bagian air dibutuhkan} = \frac{\% \text{ larutan pekat}}{\% \text{ larutan dekontaminasi}} - 1$$

Campurkan 1 bagian larutan pekat dengan jumlah bagian air sesuai formula

Contoh: Membuat larutan dekontaminasi 0.5% dari larutan pekat 5%

LANGKAH 1 :

$$\text{jumlah bagian air dibutuhkan} = \frac{5 \%}{0,5 \%} - 1 = 10 - 1 = 9 \text{ bagian}$$

LANGKAH 2 : Campur 1 bagian larutan pekat dengan 9 bagian air

Note: cairan pemutih yang beredar (Bayclean, Sunclean dll) pada umumnya mempunyai kadar klorin 5.25%. Untuk kepastian harap di cek kembali.

c. Penanganan Limbah/Sampah dan Menjaga Lingkungan Tetap Aman

Tujuan dari pengelolaan limbah adalah untuk:

1. Melindungi petugas yang menangani limbah dari luka tak sengaja
2. Mencegah penyebaran infeksi kepada petugas kesehatan yang menangani limbah /sampah
3. Mencegah penyebaran infeksi kepada masyarakat sekitar
4. Melenyapkan bahan-bahan berbahaya

Penanganan limbah terkontaminasi yang benar mencakup:

1. Menggunakan plastik atau wadah besi dengan dengan tutup yang dapat dipasang dengan rapat
2. Pisahkan sampah terkontaminasi dan tak terkontaminasi. Beri tanda pada wadah untuk sampah terkontaminasi.
3. Taruh tempat sampah di tempat yang memerlukan dan nyaman bagi pemakai
4. Perlengkapan yang digunakan untuk menampung dan membawa sampah tidak boleh digunakan untuk keperluan lain
5. Cuci semua wadah/tempat sampah dengan larutan disinfektan (klorin 0.5%) dan bilas dengan air secara teratur. Petugas pembersih harus memakai Barrier Protektif (pelindung wajah, apron, sarung tangan rumah tangga dan sepatu boot).
6. Petugas kebersihan harus memakai Barrier Protektif ketika membuang sampah, kemudian setelah selesai dan melepaskan sarung tangan, cuci tangan atau gunakan antiseptik tangan berbahan dasar alkohol.

d. Sanitasi Lingkungan

Urusan kebersihan di rumah sakit dan klinik, meliputi lantai, dinding, beberapa perlengkapan tertentu, meja dan permukaan lain. Tujuan dari kegiatan kebersihan adalah untuk:

1. Mengurangi jumlah mikroorganisme yang mungkin tertinggal di pasien, penjenguk, petugas, dan masyarakat
2. Menciptakan suasana yang bersih dan menyenangkan bagi pasien dan petugas

Jadwal dan Prosedur untuk Area Penerimaan Pasien

1. Saat pagi hari semua permukaan yang rata harus dibersihkan dengan kain bersih yang telah dibasahi untuk menghapus debu
2. Pembersihan total / bongkar (mengepel lantai dan menggosok semua permukaan dari atas sampai bawah) dilakukan pada akhir hari atau pergantian shift (area penerimaan pasien)

e. Pembersihan

1. Petugas yang ditunjuk harus memakai sarana pelindung (sarung tangan rumah tangga/utility dan sepatu boot)
2. Ambil wadah/ember dekontaminasi yang tertutup kemudian ganti dengan wadah/ember berisi larutan klorin 0.5% baru
3. Ambil tempat untuk sampah terkontaminasi dan ganti dengan tempat sampah bersih.
4. Rendam kain lap ke dalam larutan disinfektan dan gunakan untuk membersihkan semua permukaan termasuk tempat penerimaan, meja, wastafel, lampu, dll. Bersihkan dari atas ke bawah, sehingga debu yang jatuh ke lantai dibersihkan paling akhir.
5. Permukaan ventilasi AC harus dibersihkan dengan kain basah, sabun dan air. Penyaring udara harus diperiksa dan dibersihkan setiap bulan.
6. Lantai harus dibersihkan dengan kain / alat pel menggunakan larutan pembersih 0.5%
7. Untuk setiap noda tetesan atau ekskresi cairan tubuh, bersihkan dengan larutan klorin 0.5%

f. Wadah Limbah Padat

1. Selalu gunakan sarung tangan dan sepatu pada saat menangani dan membawa limbah medis.
2. Gunakan wadah yang mudah dicuci, tidak mudah bocor, wadah yang paling baik dapat dari jenis plastik atau logam galvanis sebab tidak mudah bocor dan korosif.
3. Beri plastik limbah berlabel biohazard pada wadah limbah.
4. Dilengkapi dengan tutup, lebih baik jika tersedia wadah yang dilengkapi dengan pedal pembuka.
5. Tempatkan wadah limbah padat pada tempat yang sesuai, jauh dari jangkauan anak – anak dan pasien serta tidak dekat dengan ruang makan atau ruang tunggu.
6. Kosongkan wadah setiap hari atau saat 3/4 bagiannya sudah penuh walau belum 1 hari dan jangan memungut limbah medis tanpa menggunakan sarung tangan.
7. Cucilah wadah limbah medis dengan larutan desinfektan dan bilas dengan air minimal sekali setiap hari atau bila kelihatan kotoran/kontaminan setelah dipakai.
8. Lepas sarung tangan dan cuci tangan setelah melakukan penanganan limbah.

g. Wadah Penampung Limbah Benda Tajam

1. Selalu gunakan sarung tangan dan sepatu pada saat menangani dan membawa limbah medis.
2. Tahan bocor dan tahan tusukan.
3. Beri wadah dengan hipoklorit 0.5%.
4. Harus mempunyai pegangan yang dapat dijinjing dengan satu tangan.
5. Mempunyai penutup yang tidak dapat dibuka lagi.



6. Bentuknya dirancang agar dapat digunakan dengan satu tangan.
7. Ditutup dan diganti setelah 3/4 bagian terisi limbah.
8. Ditangani bersama limbah medis.

h. Limbah Cair

Limbah cair yang dihasilkan dari sebuah layanan kesehatan umumnya banyak mengandung bakteri, virus, senyawa kimia, dan obat-obatan yang dapat membahayakan bagi kesehatan masyarakat sekitar Layanan kesehatan tersebut. Dari sekian banyak sumber limbah di Layanan kesehatan, limbah dari laboratorium paling perlu diwaspadai. Bahan-bahan kimia yang digunakan dalam proses uji laboratorium tidak bisa diurai hanya dengan aerasi atau *activated sludge*. Bahan-bahan itu mengandung logam berat dan infeksius, sehingga harus disterilisasi atau dinormalkan sebelum "dilempar" menjadi limbah tak berbahaya. Untuk foto rontgen misalnya, ada cairan tertentu yang mengandung radioaktif yang cukup berbahaya. Setelah bahan ini digunakan, limbahnya dibuang.

Sebelum darah dibuang sebaiknya dilakukan desinfeksi dengan menggunakan larutan hipoklorit 0,1 %, tabung darah direndam dalam larutan hipoklorit selama 24 jam lalu dibuang kedalam aliran limbah cair yang akan dioleh IPAL (penanganan limbah cair). Pengelolaan limbah cair harus tetap mendapat penanganan dengan memperhatikan kaidah-kaidah dalam pengelolaan (pembuangan) limbah cair antara lain:

1. Sistem penyaluran harus tertutup
2. Kemiringan 2-4 ° untuk menjaga agar tidak terjadi endapan dalam saluran.
3. Belokan (*elbow*) saluran harus lebih besar dari 90 °.
4. Bangunan penampung (septic tank) harus kedap air, kuat, dilengkapi dengan main hole dan lubang hawa (ventilasi).
5. Penempatan lokasi harus mempertimbangkan keadaan muka air tanah dan jarak dari sumber air.

Proses Fasilitasi :

Sesi 5 : Teknik Mencuci Tangan

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	- Fasilitator membuka sesi dan menyebutkan judul sesi 5 “Teknik Mencuci Tangan” - Fasilitator menyampaikan tujuan pembelajaran yang akan dicapai pada pokok bahasan tentang Teknik Mencuci Tangan	Uraian lisan	—	5 menit
2.	Fasilitator menjelaskan teknik/cara sesuai dengan prosedur	Uraian lisan	Power point Laptop Proyektor/LCD Bahan Bacaan 5	30 menit
3.	Fasilitator memberikan kesempatan kepada peserta untuk bertanya	Tanya jawab	Bahan Bacaan 5	10 menit
4.	Praktik Mencuci Tangan - Fasilitator meminta peserta untuk mempersiapkan alat dan bahan - Selanjutnya, praktik akan dipandu oleh fasilitator	Demonstrasi Praktik	Alat-alat praktik Bahan Bacaan 5	15 menit
Total Sesi 5				60 menit

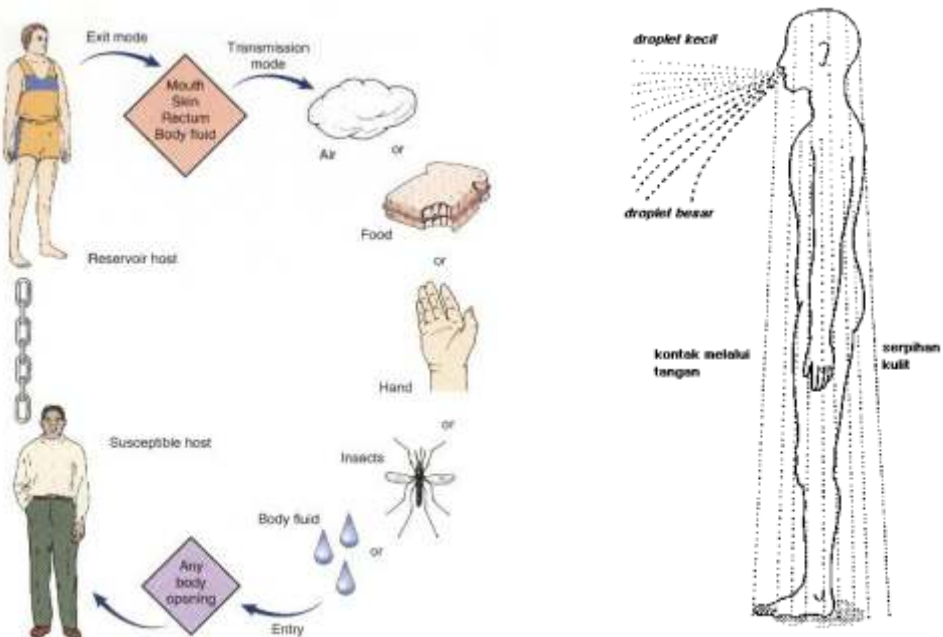
Sesi 6 : Profilaksis Pasca Pajanan

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	- Fasilitator membuka sesi dan menyebutkan judul sesi 5 “Profilaksis Pasca Pajanan” - Fasilitator menyampaikan tujuan pembelajaran yang akan dicapai pada pokok bahasan tentang Alat Perlindungan Perorangan (APP)	Uraian lisan	—	5 menit
2.	Fasilitator menggali pengetahuan peserta tentang Alat Perlindungan Perorangan (APP)	Brainstroming	Spidol Kertas Plano Bahan Bacaan 6	10 menit
3.	Fasilitator melakukan verifikasi pengetahuan dan menjelaskan tentang Alat Perlindungan Perorangan (APP)	Uraian lisan	Power point Laptop Proyektor/LCD Bahan Bacaan 6	30 menit
4.	Fasilitator memberikan kesempatan kepada peserta untuk bertanya	Tanya jawab	—	5 menit
5.	- Fasilitator meminta 2 orang peserta untuk melakukan ulasan balik tentang Kewaspadaan Universal dan PPP (Profilaksis Pasca Pajanan) - Fasilitator menutup pokok bahasan ini kepada peserta dan menyebutkan pokok bahasan selanjutnya	Tanya jawab	—	5 menit
Total Sesi 6				60 menit

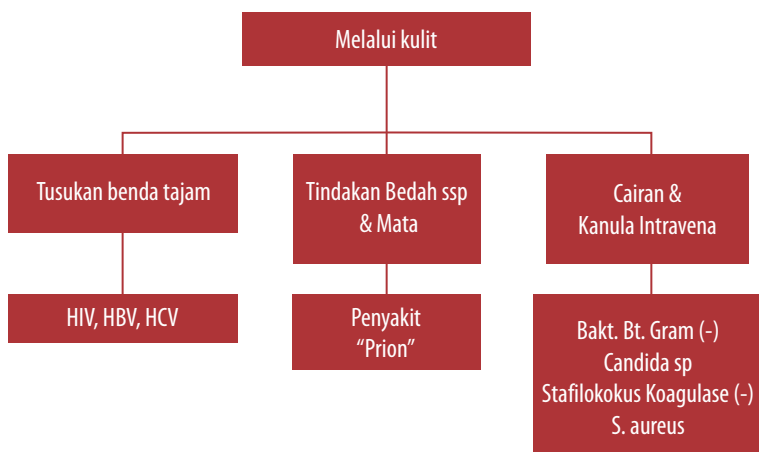
Penggunaan Sarung Tangan tidak menggantikan kewajiban untuk cuci tangan sebelum dan sesudah bekerja.

Proses penularan penyakit

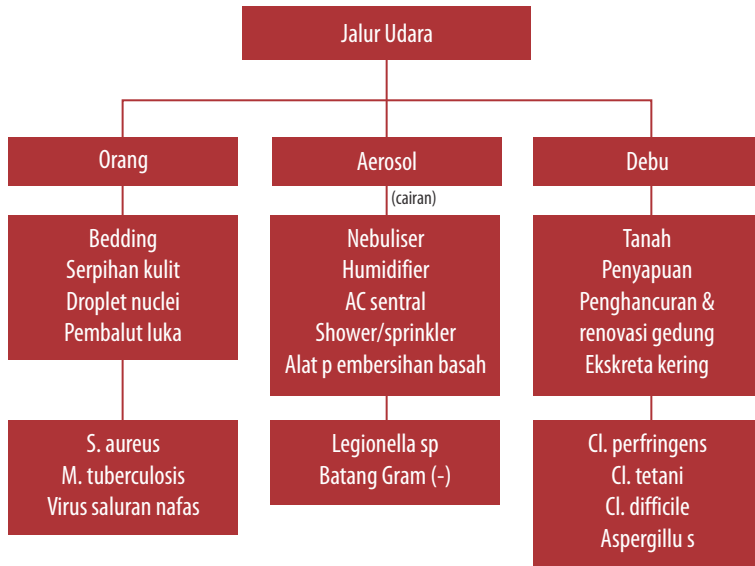
Penularan penyakit bisa melalui udara, makanan, tangan, gigitan serangga dan cairan tubuh lainnya.



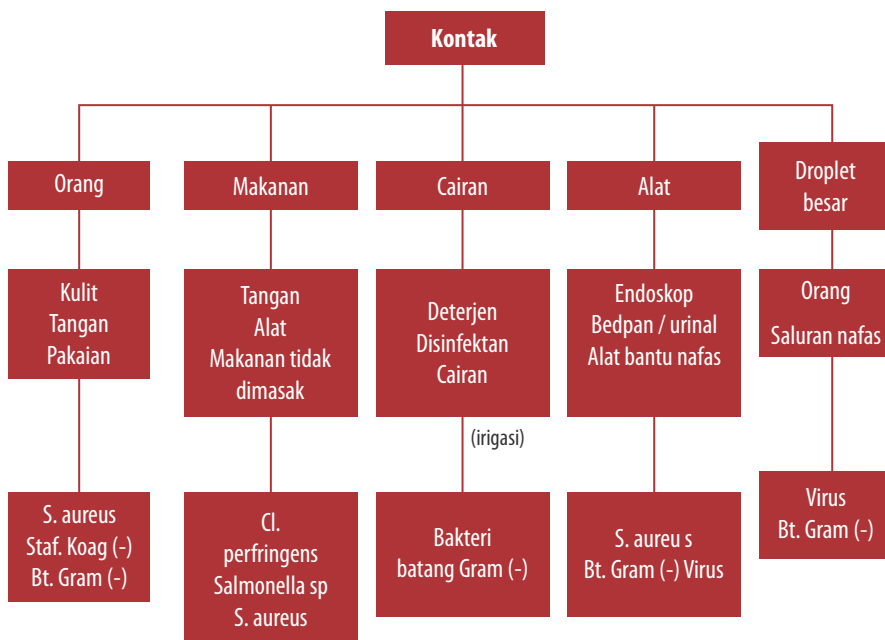
PENULARAN MELALUI KULIT



PENULARAN MELALUI UDARA



PENULARAN MELALUI KONTAK



Jenis flora di tangan

a. Flora residen

1. Menetap di stratum corneum & saluran kelenjar minyak/sebaceum
2. Mikroorganisme : *S. epidermidis*, *S. hominis*, *S. capitis*, propionibakteria, *Acinetobacter*, *Enterobacter*
3. Tidak dapat dihilangkan secara mekanik

b. Flora transien

1. Sementara menempel pada kulit
2. Mudah dihilangkan secara mekanik

c. Flora infeksius : dari infeksi di tangan

Jenis – Jenis Tindakan cuci tangan

1. Cuci tangan biasa
Tindakan cuci tangan dengan air dan sabun biasa (*unmedicated soap*)
2. *Hygienic hand rub*
Menurunkan populasi flora transien secara cepat & efisien dgn menggosokkan sedikit larutan antiseptik
3. Cuci tangan higienik (*hygienic hand wash*)
Seperti cuci tangan biasa, namun memakai larutan antiseptik
4. Disinfeksi tangan untuk bedah (*surgical hand disinfection*)
Lebih lama daripada *hygienic hand wash*
Mengurangi/hilangkan flora transien & residen

Sarana cuci tangan

- a. Wastafel / wash basin tanpa penyumbat
- b. Air mengalir dari kran yang dapat dibuka / tutup dengan siku atau kaki dan diatur suhunya (2 kran : panas & dingin)
- c. Larutan sabun / larutan antiseptik dalam dispenser yang dapat disterilkan atau sekali pakai (tidak boleh sabun padat)
- d. Lap kain atau kertas sekali pakai
- e. Tempat penampungan lap terpakai



Cara Cuci Tangan

Mencuci tangan dengan air dan sabun akan banyak mengurangi jumlah mikroorganisme dari kulit dan tangan. Mencuci Tangan sebaiknya dilakukan, **sebelum** :

- Memeriksa pasien
- Memakai sarung tangan

atau **sesudah** :

- Terjadi kontaminasi pada tangan seperti
 - Memegang instrumen dan item lain yang kotor
 - Menyentuh selaput lendir, darah atau cairan tubuh lain (sekresi dan ekskresi)
 - Terjadi kontak lama dan intensif dengan pasien
- Setelah melepas sarung tangan
- Pada daerah triase / penapisan di fasilitas pelayanan, perlu disediakan paling tidak:
- Sabun (batang atau cair, yang antiseptik atau bukan)
- Wadah sabun yang berlubang supaya air bisa terbuang keluar
- Air mengalir (pipa, atau ember dengan keran) dan wastafel
- Handuk/lap sekali pakai (kertas, atau kain yang dicuci setelah sekali pakai)

Langkah-langkah Cuci Tangan Rutin

Langkah 1	Basahi tangan seluruhnya
Langkah 2	Pakai sabun (sabun biasapun cukup memadai)
Langkah 3	Gosok benar-benar semua bagian tangan dan jari selama 10-15 detik, terutama untuk membersihkan bagian-bagian bawah kuku, antara jari, dan punggung tangan.
Langkah 4	Bilas tangan dengan air bersih mengalir.
Langkah 5	Keringkan tangan dengan handuk (lap) kertas dan gunakan handuk untuk menutup keran. Bila handuk tidak tersedia, keringkan dengan udara/dianginkan.

Panduan tambahan untuk cuci tangan

- Bila kulit lecet atau perlu sering-sering cuci tangan karena banyak kasus, bisa dipakai sabun lunak (tanpa antiseptik) untuk mengangkat kotoran. Krim dan lotion pelembab bisa dipakai untuk menghindari iritasi kulit.
- Bila diperlukan antimikroba (a.l. kontak dengan pasien suspek SARS), dan bila tangan tampak tidak kotor, maka sebagai alternatif bisa dipakai antiseptik gel setelah kontak.

MEMBUAT LARUTAN GEL ALKOHOL UNTUK ANTISEPTIK TANGAN

Untuk 100 ml gel tangan

- 100 ml Alkohol Isopropil atau etil 60-90%
- 2 ml Gliserin, propylene glycol atau sorbitol

Memakai antiseptik tangan:

- Tuangkan gel secukupnya untuk membasahi seluruh permukaan tangan dan jari.
- Gosok benar-benar pada tangan, diantara jari, dan bawah kuku sampai kering.

CARA CUCI TANGAN



1 Buka kran dan atur suhu air



2 Basahi tangan



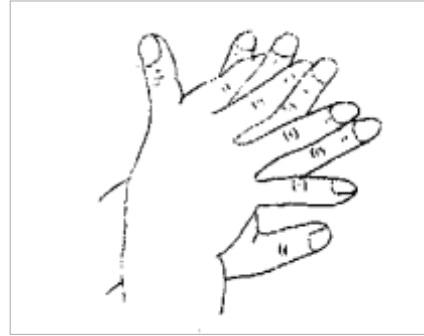
3 Tuangkan larutan sabun/antiseptik



4 Mulai mencuci tangan



5 Gosok telapak terhadap telapak



6 Tautkan jari dan gosok telapak kanan terhadap punggung tangan kiri dan sebaliknya



7 Tautkan jari dan gosok telapak terhadap telapak



8 Gosokkan punggung jari satu tangan ke tangan yang lain dan sebaliknya



9 Gosok ibu jari dengan cara memutar dalam gengaman tangan yang lain



10 Gosokkan ujung jari pada telapak tangan yang lain dengan arah memutar



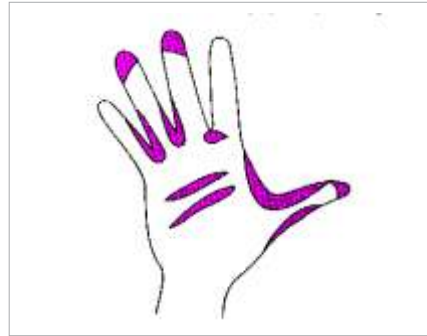
11 Bilas dengan air mengalir



12 Keringkan dengan lap



13 Tutup kran dengan siku/kaki atau tangan berlapis lap yang terpakai



Area yang sering terlewati

Disinfektans yang dapat dipakai untuk cuci tangan

1. Alkohol

- a. Etanol, iso-propanol atau n-propanol
- b. Bakterisidal kuat, cepat, tidak ada efek residual
- c. Efek samping: kulit kering

2. Iodofor

- a. Iodium sederhana dalam alkohol (tinktur) atau air (Lugol)
- b. Iodium kompleks seperti povidon iodine
- c. Spektrum luas, termasuk spora
- d. Efek singkat, mudah terinaktivasi bila terpapar bahan organik
- e. Efek samping: iritasi, reaksi alergi, diserap kulit

3. Klorhexidin

- a. Dalam bentuk larutan dalam air, alkohol atau deterjen
- b. Aktivitas antibakterial lebih lambat daripada alkohol, tapi memiliki efek residual
- c. Efek samping: kadang-kadang ototoksik

4. Triclosan

- a. Tidak larut dalam air, larut dalam alkohol & deterjen
- b. Spektrum luas, kecuali *P. aeruginosa*
- c. Efek lebih lambat daripada alkohol, iodofor dan klorhexidin, tapi ada efek residual

5. Derivat fenol

Jarang dipakai lagi, karena merusak lingkungan

6. Senyawa ammonium kuarterner

- a. Benzalkonium klorida, benzethonium klorida, cetrimide, cetylpyridinium klorida
- b. Tidak mematikan mikobakteria
- c. Efek bakteriostatik pada kadar tinggi
- d. Biasanya digabungkan dengan antiseptik lain seperti alkohol

Pemilihan antiseptik

- 1. Harus diterima oleh semua pemakai (tidak menyebabkan kulit kering, reaksi alergi atau efek samping lain yang berbahaya)
- 2. Bersih, sebaiknya berbentuk cair, dalam wadah tertutup
- 3. Bersifat non-selektif (dapat untuk bakteri Gram negatif dan Gram positif)
- 4. Pada tempat tertentu, seperti kamar bedah, harus steril

Pendahuluan

Petugas kesehatan dalam melaksanakan pekerjaannya banyak menggunakan berbagai benda tajam ataupun benda yang terbuat dari bahan kaca, misalnya jarum, pisau bedah, lanset, pipet, kaca obyek, kaca tutup, cawan petri, tabung reaksi dan lain sebagainya. Setiap penggunaan benda tajam tersebut menimbulkan kemungkinan terjadinya luka akibat tertusuk.

Luka akibat tusukan benda tajam yang terkontaminasi dihubungkan dengan terjadinya transmisi patogen melalui darah (*bloodborne pathogen*). Lebih dari 20 jenis patogen dapat ditransmisikan, di antaranya yang tersering adalah *Human Immunodeficiency Virus* (HIV), virus hepatitis B (HBV) dan virus hepatitis C (HCV).

Cara terjadinya kecelakaan kerja akibat tusukan benda tajam

Dalam melaksanakan pekerjaannya, petugas kesehatan banyak terlibat dengan darah atau cairan tubuh pasien sehingga menimbulkan kemungkinan terpapar. Paparan dapat terjadi dengan cara *percutaneous injury* dan juga melalui kontak antara membran mukosa atau kulit yang tidak intak dengan darah, jaringan ataupun cairan tubuh lainnya yang berpotensi infeksius. Cara *percutaneous injury* misalnya melalui tusukan jarum atau terpotong benda tajam. Kulit yang tidak intak misalnya kulit yang luka, lecet atau menderita dermatitis. Cairan tubuh selain darah yang dianggap berpotensi infeksius adalah semen, sekret vagina, cairan otak, cairan sendi, cairan pleura, cairan peritoneal, cairan perikardial dan cairan amnion, sedangkan tinja, sekret hidung, air liur, sputum, keringat, air mata, urin dan muntahan tidak dianggap infeksius kecuali bila bahan tersebut tampak mengandung darah.

Pada umumnya tusukan jarum terjadi pada saat pengumpulan dan pembuangan jarum yang telah digunakan untuk prosedur, pemberian obat suntikan, pengambilan darah, penutupan jarum (*needle recapping*) dan pembuangan sampah.

Jarum yang berlumen (*hollow bore needle*), misalnya jarum untuk memberikan obat suntikan atau mengambil darah sering dihubungkan dengan peningkatan risiko transmisi *bloodborne pathogen*. Hal ini disebabkan setelah jarum digunakan, jumlah darah yang tersisa pada bagian dalam *lumen hollow bore needle* relatif lebih banyak dibandingkan jumlah darah yang tersisa pada bagian luar jarum yang padat (*solid core needle*), misalnya jarum jahit sehingga *hollow bore needle* dianggap mengandung virus yang lebih banyak.

Pencegahan

Pencegahan kecelakaan kerja akibat tusukan jarum atau benda tajam harus diperhatikan mulai dari penggunaan, pembersihan dan pembuangannya. Ada beberapa hal yang harus diwaspadai saat menangani jarum dan benda tajam, misalnya jangan menutup kembali jarum, jangan membengkokkan atau mematahkan jarum yang melekat pada *syringe*, jangan memindahkan jarum dari *syringe*. Jarum dan benda tajam harus dibuang dalam wadah yang bertanda khusus dan tahan terhadap tusukan. Bila jarum harus ditutup kembali maka jarum ditutup dengan menggunakan satu tangan saja. Caranya, letakkan penutup jarum pada permukaan yang bersih dan masukkan jarum ke dalamnya menggunakan metode *scoop* dengan hati-hati. Jangan memegang benda tajam yang pecah dengan tangan, tapi usahakan untuk menggunakan alat mekanik seperti forsep atau sikat dan penampung.

Pelaksanaan *universal precaution* merupakan strategi untuk melindungi petugas kesehatan terhadap paparan *bloodborne pathogen*. Paparan pada kulit dan membran mukosa dihindari dengan menggunakan pelindung seperti sarung tangan, masker, pakaian pelindung dan kacamata pelindung. Penggunaan pelindung tidak dapat sepenuhnya mencegah transmisi *bloodborne pathogen* yang kejadiannya terutama melalui *percutaneous injury*. Pencegahan dilakukan dengan mengurangi penggunaan jarum, mengubah teknik penggunaan alat atau menggunakan benda tajam yang telah dirakit khusus keamanannya.

Pemberian pendidikan kepada petugas kesehatan tentang pencegahan tusukan jarum, adanya komunikasi yang baik dan tersedianya wadah memadai untuk menempatkan benda tajam menunjukkan adanya penurunan kecelakaan akibat tusukan jarum sebanyak 60% di rumah sakit pendidikan di California.

Untuk hepatitis B, sebaiknya diberikan vaksinasi serial hepatitis B kepada semua petugas yang bekerja di bidang kesehatan. Petugas yang menolak divaksinasi harus menandatangani surat penolakan yang kemudian dimasukkan dalam arsip.

Setelah vaksinasi serial lengkap diberikan, kadar anti-HBs diperiksa kembali. Mereka yang tidak berespon pada pemberian vaksinasi serial pertama memiliki kesempatan 30% sampai 50% untuk berespon setelah diberikan vaksinasi serial ulangan. Bila setelah pemberian vaksinasi ulangan tetap tidak berespon dan HBsAg negatif maka petugas kesehatan perlu diberikan konseling dan *imunoglobulin hepatitis B* (HBIG) dengan dosis 0,06 mL/kg berat badan secara intramuskular untuk mencegah infeksi. Bila pada evaluasi didapatkan HBsAg positif maka petugas kesehatan diberikan konseling dan pengobatan.

Penanganan

Penanganan paparan kerja meliputi penanganan luka, pemberian *postexposure prophylaxis* (PEP) dan konseling. *Postexposure prophylaxis* sudah tersedia untuk infeksi HBV dan HIV, sedangkan untuk HCV belum tersedia. Walaupun PEP sudah tersedia, pencegahan tusukan oleh benda tajam tetap merupakan pendekatan terbaik untuk mencegah penularan penyakit akibat *bloodborne pathogen*.

Petugas kesehatan yang terpapar harus melaporkan kejadian secepat mungkin karena pemberian HBIG, vaksinasi hepatitis B dan pemberian PEP HIV paling efektif jika diberikan segera setelah paparan terjadi. Kejadian dan penatalaksanaan terhadap paparan yang terjadi dicatat dalam catatan medis. Catatan tersebut meliputi tanggal dan jam terjadinya paparan, perincian prosedur yang sedang dilakukan, di mana, kapan dan bagaimana kejadiannya. Dalam catatan itu dijelaskan pula jenis, jumlah bahan dan beratnya paparan. Misalnya untuk paparan *percutaneous* perlu dijelaskan mengenai dalamnya tusukan dan apakah bahan ikut tersuntik. Untuk paparan terhadap kulit atau membran mukosa diperkirakan volume bahan, lamanya kontak dan keadaan kulit. Bahan paparan perlu dicatat apakah mengandung HIV atau virus lainnya. Jika sumber paparan diketahui menderita infeksi HIV maka data tentang stadium penyakit, riwayat pengobatan *antiretroviral* dan *viral load* dicatat.

Luka dan permukaan kulit yang terpapar dengan darah atau cairan tubuh harus segera dicuci dengan sabun dan air. Membran mukosa harus diirigasi dengan air. Penggunaan antiseptik tidak terbukti mengurangi risiko transmisi HIV, namun penggunaannya bukan kontraindikasi. Penggunaan bahan yang kaustik, menyuntikkan antiseptik atau desinfektan ke dalam luka tidak diperbolehkan.

Sumber paparan harus dievaluasi. Jika sumber paparan diketahui maka sumber diperiksa HBsAg, anti-HCV dan anti-HIV. Pemeriksaan dasar ataupun lanjutan untuk orang yang terpapar tidak diperlukan bila sumber paparan tidak terinfeksi *bloodborne pathogen*.

Pada kondisi status infeksi tidak diketahui, misalnya sumber menolak untuk diperiksa maka diagnosis medis, keluhan klinis dan adanya riwayat perilaku yang berisiko dapat dijadikan pertimbangan untuk menentukan perlu tidaknya pemberian PEP. Bila sumber paparan tidak diketahui maka harus dievaluasi ada tidaknya kecenderungan terjadinya paparan dengan sumber yang berisiko tinggi, misalnya dengan memperhatikan lingkungan tempat terjadinya paparan.

Penanganan Setelah Paparan Terhadap *Human Immunodeficiency Virus*

Petugas kesehatan yang terpapar HIV harus dievaluasi dalam waktu beberapa jam setelah paparan dan dilakukan pemeriksaan untuk menentukan status infeksi pada saat paparan. Antibodi HIV diperiksa kembali secara serial selama paling sedikit 12 bulan (misalnya setelah 6 minggu, 12 minggu, 6 bulan, 9 bulan dan 12 bulan). Pemeriksaan anti-HIV dilakukan dengan *Enzyme Immunoassay* (EIA) untuk memonitor serokonversi.

Jika petugas kesehatan terpapar dengan sumber paparan yang menderita HIV atau cenderung menderita HIV maka direkomendasikan untuk mendapatkan PEP. Ada 3 kelas obat antiretroviral HIV yang tersedia untuk PEP, yaitu *nucleoside reverse transcriptase inhibitor* (NRTI), *non-nucleoside reverse transcriptase inhibitor* (NNRTI) dan *protease inhibitor* (PI). Semua obat antiretroviral tersebut mempunyai efek samping yang toksik (tabel 1).

Tabel 1: Obat antiretrovirus dan efek sampingnya

Jenis obat antiretrovirus	Efek samping
NRTI	
Zidovudin (Retrovir™, ZDV, AZT)	Anemia, netropenia, mual, sakit kepala, insomnia, nyeri otot dan lemah
Lamivudin (Epivir™, 3TC)	Nyeri abdomen, mual, diare, rash dan pankreatitis
Stavudine (Zerit™, d4T)	Neuropati perifer, sakit kepala, diare, mual, insomnia, tidak nafsu makan, pankreatitis, peningkatan tes fungsi hati, anemia dan netropenia
Didanosine (Videx™, ddl)	Pankreatitis, asidosis laktat, neuropati, diare, nyeri abdomen dan mual
Abacavir (Ziagen™, ABC)	Mual, diare, tidak nafsu makan, nyeri abdomen, cepat lelah, sakit kepala, insomnia dan reaksi hipersensitivitas
NNRTI	
Nevirapine (Viramune™, NVP)	Rash (termasuk kasus sindrom Steven Johnson), demam, mual, sakit kepala, hepatitis dan peningkatan tes fungsi hati
Delavirdine (Rescriptor™, DLV)	Rash (termasuk kasus sindrom Steven Johnson), mual, diare, sakit kepala, cepat lelah, dan peningkatan tes fungsi hati
Efavirenz (Sustiva™, EFV)	Rash (termasuk kasus sindrom Steven Johnson), insomnia, somnolen, pusing, sulit berkonsentrasi dan mimpi aneh

Jenis obat antiretrovirus	Efek samping
PI	
Indinavir (Crixivan TM , IDV)	Mual, nyeri abdomen, nefrolitiasis dan hiperbilirubinemia
Nelvinavir (Viracept TM , NVF)	Diare, mual, nyeri abdomen, lemah dan rash
Ritonavir (Norvir TM , RTV)	Lemah, diare, mual, parestesi sekitar mulut, perubahan rasa makanan, peningkatan kadar kolesterol dan trigliserida
Saquinavir (Fortovase TM , SQV)	Diare, nyeri abdomen, mual, hiperglikemia, dan peningkatan tes fungsi hati
Amprenavir (Agenerase TM , AMP)	Mual, diare, rash, parestesi sekitar mulut, perubahan rasa makanan dan depresi
Lopinavir/ Ritonavir (Kaletra TM)	Diare, cepat lelah, sakit kepala, mual, peningkatan kadar kolesterol dan trigliserida

Dikutip dari Beltrami EM

Paparan terhadap HIV akibat pekerjaan umumnya tidak menimbulkan transmisi HIV sehingga pemberian PEP dan efek samping yang ditimbulkannya harus dipertimbangkan dengan baik. Efek samping dapat diatasi dengan memberikan obat simptomatik seperti antimotilitas dan antiemetik tanpa mengubah regimen serta dapat pula dilakukan modifikasi interval pemberian dan dosis obat.

Efek toksik akibat pemberian PEP perlu dimonitoring dengan cara melakukan pemeriksaan laboratorium yang meliputi pemeriksaan hitung sel darah lengkap, tes fungsi hati dan ginjal pada saat baseline dan 2 minggu setelah pengobatan. Jenis pemeriksaan laboratorium dapat disesuaikan dengan kondisi medis orang yang terpapar dan efek samping regimen PEP. Regimen PEP untuk HIV ada 2 macam, yaitu regimen dasar dan regimen lanjutan (tabel 2). Regimen dasar terdiri dari 2 obat dan sebaiknya diberikan untuk setiap paparan dengan bahan dari sumber yang menderita HIV atau cenderung menderita HIV. Regimen lanjutan terdiri dari 3 obat dan sebaiknya diberikan untuk paparan dengan risiko transmisi tinggi.

Tabel 2: Regimen PEP untuk HIV

Regimen	Dosis
Regimen dasar	
ZDV + 3TC	• ZDV: 600 mg/ hari dibagi dalam 2-3 dosis • 3TC: 2x150 mg/ hari
Regimen dasar alternatif	
3TC + d4T	• 3TC: 2x150 mg/ hari • d4T: 2x40 mg/ hari (jika berat badan < 60 kg diberikan 2x30 mg/ hari)

Regimen	Dosis
Regimen dasar alternatif	
ddl + d4T	• ddl: 400 mg/ hari sebelum makan, dikunyah (jika berat badan < 60 kg diberikan 2x125 mg/ hari) • d4T: 2x40 mg/ hari (jika berat badan < 60 kg diberikan 2x30 mg/ hari)
Regimen lanjutan: regimen dasar + 1 obat berikut	
IDV	800 mg/ 8 jam sebelum makan
NFV	3x750 mg/ hari atau 2x1250 mg/ hari bersama makanan
EFV	600 mg/ hari sebelum tidur
ABC	2x300 mg/ hari

Dikutip dari Beltrami EM

Fasilitas pelayanan kesehatan seharusnya menyediakan dan mempunyai pilihan regimen PEP awal untuk membantu penanganan sedini mungkin. Petugas kesehatan harus memperhitungkan untung ruginya ketika memilih regimen PEP HIV. Pada paparan yang risikonya dapat diabaikan tidak perlu diberikan PEP.

Pemilihan regimen PEP dilakukan dengan mempertimbangkan risiko yang ditimbulkan paparan dan informasi tentang sumber paparan misalnya riwayat dan respon pengobatan terhadap obat antiretroviral, hitung sel T CD4+, viral load dan stadium penyakit saat ini. Jika sumber paparan diketahui atau dicurigai resisten terhadap satu atau lebih regimen PEP maka dianjurkan untuk memilih obat lain yang tampaknya tidak resisten. Dianjurkan untuk konsultasi dengan orang yang ahli dalam bidangnya.

Center for Disease Control and Prevention merekomendasikan pemberian PEP akibat paparan HIV yang terjadi akibat *percutaneous injury* maupun akibat paparan pada membran mukosa dan kulit yang tidak intak. Paparan *percutaneous injury* dibagi menjadi paparan ringan dan berat. Paparan ringan misalnya terjadi akibat tusukan jarum yang solid atau luka superfisial. Paparan berat misalnya terjadi akibat tusukan *hollow bore needle* yang besar, tusukan dalam, tusukan dengan peralatan yang tampak mengandung darah dan tusukan dengan alat yang dipasang dalam arteri atau vena pasien.

Status infeksi sumber paparan turut menentukan pemberian PEP. Status sumber infeksi dibedakan menjadi HIV positif kelas 1, HIV positif kelas 2, status HIV tidak diketahui, sumber tidak diketahui dan HIV negatif. Sumber yang terinfeksi HIV dengan gejala asimtomatik atau viral load rendah, yaitu <1.500 kopi *ribonucleic acid (RNA)*/ mL dikelompokkan dalam status infeksi HIV positif kelas 1. Sumber yang terinfeksi HIV dengan simtomatik, berada pada stadium *Acquired Immunodeficiency Virus* (AIDS), mengalami serokonversi akut atau viral load tinggi dikelompokkan dalam status infeksi HIV positif kelas 2. Sumber infeksi dengan status tidak diketahui misalnya bila sumber meninggal atau tidak tersedia bahan untuk pemeriksaan HIV. Sumber tidak diketahui misalnya bila tertusuk jarum yang berada di wadah pembuangan.

Pada paparan *percutaneous injury* dengan bahan yang berasal dari sumber dengan status infeksi HIV positif kelas 1 dan jenis paparan ringan, dianjurkan pemberian PEP dasar. Pemberian PEP lanjutan dianjurkan bila terpapar bahan yang berasal dari sumber dengan

status infeksi HIV positif kelas 1 dan jenis paparannya berat serta bila terpapar oleh bahan yang berasal dari sumber dengan status infeksi HIV positif kelas 2. Bila status HIV tidak diketahui maka pemberian PEP umumnya tidak diperlukan akan tetapi dapat pula dipertimbangkan pemberian PEP (*consider PEP*) dasar bila sumber memiliki faktor risiko terinfeksi HIV. Pertimbangan pemberian PEP diputuskan bersama oleh orang yang terpapar dan dokternya. Bila sumber paparan tidak diketahui maka pemberian PEP umumnya tidak diperlukan akan tetapi dapat dipertimbangkan pemberian PEP dasar bila paparan dianggap terjadi pada lingkungan yang berisiko. Bila bahan berasal dari sumber dengan status HIV negatif maka PEP tidak perlu diberikan (tabel 3).

Tabel 3: Rekomendasi pemberian PEP HIV akibat *percutaneous injury*

Jenis paparan	Status infeksi sumber paparan				
	HIV positif kelas 1	HIV positif kelas 2	Sumber dengan status HIV tidak diketahui	Sumber tidak diketahui	HIV negatif
Ringan	Dianjurkan PEP dasar 2 obat	Dianjurkan PEP lanjutan 3 obat	Umumnya tidak diperlukan PEP, namun dapat dipertimbangkan PEP dasar 2 obat (<i>consider PEP</i>) untuk sumber dengan faktor risiko HIV	Umumnya tidak diperlukan PEP, namun dapat dipertimbangkan PEP dasar 2 obat jika terjadi pada tempat di mana paparan dengan orang terinfeksi HIV mungkin terjadi	Tidak diperlukan PEP
Berat	Dianjurkan PEP lanjutan 3 obat	Dianjurkan PEP lanjutan 3 obat	Umumnya tidak diperlukan PEP, namun dapat dipertimbangkan PEP dasar 2 obat (<i>consider PEP</i>) untuk sumber dengan faktor risiko HIV	Umumnya tidak diperlukan PEP, namun dapat dipertimbangkan PEP dasar 2 obat jika terjadi pada tempat di mana paparan dengan orang terinfeksi HIV mungkin terjadi	Tidak diperlukan PEP

Keterangan :

- HIV positif kelas 1: infeksi HIV asimtomatik atau diketahui viral load rendah (<1.500 kopi RNA/mL)
- HIV positif kelas 2: infeksi HIV simtomatik, AIDS, serokonversi akut atau diketahui viral load tinggi.
- Sumber dengan status HIV tidak diketahui, misalnya sumber meninggal atau tidak tersedia bahan untuk pemeriksaan HIV
- Sumber tidak diketahui, misalnya tertusuk jarum yang berada di wadah pembuangan benda tajam.
- Pemberian PEP yang dipertimbangkan (*consider PEP*) menunjukkan pemberian PEP dapat dipilih boleh atau tidak berdasarkan keputusan individual antara orang yang terpapar dengan dokternya
- Pada *consider PEP*, jika PEP diberikan dan ternyata hasil pemeriksaan sumber paparan dinyatakan HIV negatif maka PEP tidak diberikan lagi
- Paparan ringan, misalnya jarum yang solid dan luka superfisial
- Paparan berat, misalnya hollow bore needle besar, tusukan yang dalam, peralatan yang tampak mengandung darah atau jarum yang digunakan dalam arteri atau vena pasien

Dikutip dari Beltrami EM

Paparan pada membran mukosa atau kulit yang tidak intak dibedakan berdasarkan volume paparan. Volume kecil misalnya bila terpapar dengan beberapa tetes darah. Volume banyak misalnya bila terpapar dengan percikan darah dalam jumlah yang banyak. Bila terpapar bahan yang berasal dari sumber dengan status infeksi HIV positif kelas 1 dalam volume kecil maka dapat dipertimbangkan pemberian PEP dasar. Pemberian PEP dasar dianjurkan bila terpapar bahan yang berasal dari sumber dengan status infeksi HIV positif kelas 2 dalam volume kecil dan bahan yang berasal dari sumber dengan status infeksi HIV positif kelas 1 dalam volume banyak. PEP lanjutan dianjurkan bila terpapar bahan yang berasal dari sumber dengan status infeksi HIV positif kelas 2 dalam volume banyak. Bila status infeksi sumber paparan tidak diketahui, sumber paparan tidak diketahui dan status infeksi HIV negatif maka rekomendasi pemberian PEP diberikan sama seperti pada kejadian paparan akibat *percutaneous injury* (tabel 4).

Tabel 4 : Rekomendasi pemberian PEP HIV akibat paparan pada membran mukosa dan kulit yang tidak intak

Jenis paparan	Status infeksi sumber paparan				
	HIV positif kelas 1	HIV positif kelas 2	Sumber dengan status HIV tidak diketahui	Sumber tidak diketahui	HIV negatif
Volume kecil	Dipertimbangkan PEP (<i>consider PEP</i>) dasar 2 obat	Dianjurkan PEP dasar 2 obat	Umumnya tidak diperlukan PEP, namun dapat dipertimbangkan PEP dasar 2 obat (<i>consider PEP</i>) untuk sumber dengan faktor risiko HIV	Umumnya tidak diperlukan PEP, namun dapat dipertimbangkan PEP dasar 2 obat jika terjadi pada tempat di mana paparan dengan orang terinfeksi HIV mungkin terjadi	Tidak diperlukan PEP
Volume banyak	Dianjurkan PEP dasar 2 obat	Dianjurkan PEP lanjutan 3 obat	Umumnya tidak diperlukan PEP, namun dapat dipertimbangkan PEP dasar 2 obat (<i>consider PEP</i>) untuk sumber dengan faktor risiko HIV	Umumnya tidak diperlukan PEP, namun dapat dipertimbangkan PEP dasar 2 obat jika terjadi pada tempat di mana paparan dengan orang terinfeksi HIV mungkin terjadi	Tidak diperlukan PEP

Keterangan :

- Untuk paparan pada kulit, tindak lanjut hanya dilakukan bila kulit tidak intak (misalnya dermatitis, lecet atau luka terbuka)
- HIV positif kelas 1: infeksi HIV asimtomatik atau diketahui viral load rendah (<1.500 kopi RNA/mL)
- HIV positif kelas 2: infeksi HIV simtomatik, AIDS, serokonversi akut atau diketahui viral load tinggi.
- Sumber dengan status HIV tidak diketahui, misalnya sumber meninggal atau tidak tersedia bahan untuk pemeriksaan HIV
- Sumber tidak diketahui, misalnya tertusuk jarum yang berada di wadah pembuangan benda tajam.
- Pemberian PEP yang dipertimbangkan (*consider PEP*) menunjukkan pemberian PEP dapat dipilih boleh atau tidak berdasarkan keputusan individual antara orang yang terpapar dengan dokternya
- Pada *consider PEP*, jika PEP sudah diberikan dan ternyata hasil pemeriksaan sumber paparan dinyatakan HIV negatif maka PEP tidak diberikan lagi
- Volume kecil, misalnya beberapa tetes
- Volume banyak, misalnya percikan darah yang banyak

Dikutip dari Beltrami EM

Interval waktu yang dianjurkan untuk mendapat hasil PEP yang optimal untuk manusia belum diketahui. Studi terhadap hewan menunjukkan PEP penting diberikan secepatnya setelah paparan dan hasilnya kurang efektif jika mulai diberikan 24 sampai 36 jam setelah paparan. Pada manusia PEP tetap diberikan walaupun paparan sudah terjadi lebih dari 36 jam meskipun risiko transmisi meningkat. Jika tidak mengetahui regimen obat antiretroviral mana yang harus digunakan, apakah yang dasar atau lanjutan maka sebaiknya dimulai dengan regimen dasar agar tidak menunda waktu dimulainya pemberian PEP. Lamanya waktu pemberian PEP yang optimal tidak diketahui. Dari suatu studi didapatkan pemberian ZDV selama 4 minggu dapat memberi perlindungan sehingga PEP sebaiknya diberikan selama 4 minggu jika dapat ditoleransi.

Walaupun risiko terjadinya serokonversi setelah tusukan jarum relatif jarang terjadi, petugas kesehatan yang terpapar dapat mengalami gangguan fisik akibat efek samping pengobatan antiretroviral dan trauma emosional yang berat selama menunggu hasil pemeriksaan. Petugas kesehatan yang terpapar HIV diberikan konseling untuk mengatasi pengaruh emosional dan diberikan edukasi mengenai pengobatan yang akan diberikan. Mereka diminta untuk mencegah terjadinya transmisi sekunder terutama selama 6 sampai 12 minggu pertama setelah terpapar. Hal ini disebabkan untuk pembentukan anti-HIV diperlukan waktu yaitu sekitar 6 sampai 12 minggu setelah terpapar.

Penanganan Setelah Paparan Terhadap Hepatitis B

Ada beberapa faktor yang harus dipertimbangkan untuk pemberian profilaksis hepatitis B, misalnya status HBsAg sumber paparan, riwayat vaksinasi hepatitis B dan status respon vaksinasi hepatitis B orang yang terpapar. Bila petugas kesehatan yang tidak divaksinasi terpapar bahan dengan HBsAg negatif, HBsAg tidak diketahui atau tidak mungkin diperiksa maka vaksinasi serial hepatitis B harus mulai diberikan, sedangkan bila HBsAg positif maka selain diberikan vaksinasi serial hepatitis B juga harus diberikan HBIG 1 dosis.

Petugas kesehatan yang telah divaksinasi dan berespon serta mereka yang sebelumnya diketahui terinfeksi HBV dan kebal terhadap reinfeksi tidak memerlukan profilaksis. Bila petugas kesehatan yang terpapar sedang dalam proses vaksinasi tetapi belum lengkap, maka vaksinasi harus dilengkapi sesuai jadwal dan HBIG dapat ditambahkan jika ada indikasi.

Bila petugas kesehatan yang tidak berespon terhadap vaksinasi hepatitis B terpapar bahan dengan HBsAg positif maka diberikan HBIG dosis tunggal dan dimulai kembali pemberian vaksinasi serial hepatitis B. Alternatif lainnya, diberikan HBIG 2 dosis. Dosis pertama diberikan sesegera mungkin dan dosis kedua diberikan 1 bulan kemudian. Pemberian HBIG dan vaksinasi ulangan umumnya diberikan kepada mereka yang tidak berespon terhadap vaksinasi hepatitis B dan vaksinasi serial hepatitis B kedua belum lengkap diberikan. Pemberian 2 dosis HBIG lebih ditujukan kepada mereka yang telah mendapat vaksinasi serial hepatitis B kedua lengkap namun tetap tidak berespon.

Bila petugas kesehatan tidak berespon terhadap vaksinasi terpapar bahan dengan status HBsAg tidak diketahui atau tidak mungkin diperiksa maka dinilai apakah sumber berisiko tinggi. Bila sumber berisiko tinggi maka penanganannya sama seperti pada kejadian paparan bahan dengan HBsAg positif.

Bila petugas kesehatan yang telah divaksinasi akan tetapi respon antibodinya tidak diketahui terpapar bahan dengan HBsAg positif, HBsAg tidak diketahui atau tidak mungkin diperiksa maka dianjurkan untuk memeriksa anti-HBs orang yang terpapar terlebih dahulu. Bila respon

antibodi adekuat maka tidak perlu penatalaksanaan lebih lanjut. Bila respon antibodi tidak adekuat maka diberikan HBIG 1 dosis dan booster vaksinasi.⁷

Paparan bahan dengan HBsAg negatif terhadap petugas kesehatan yang sudah divaksinasi tidak memerlukan penatalaksanaan lebih lanjut (tabel 5).

Tabel 5 : Profilaksis hepatitis B setelah paparan

Vaksinasi dan status respon antibodi petugas kesehatan yang terpapar	Sumber paparan		
	HBsAg positif	HBsAg negatif	HBsAg tidak diketahui atau tidak mungkin diperiksa
Tidak divaksinasi	HBIG x 1 dan mulai pemberian vaksinasi serial hepatitis B	Mulai pemberian vaksinasi serial hepatitis B	Mulai pemberian vaksinasi serial hepatitis B
Sebelumnya telah divaksinasi			
• Diketahui berespon	Tidak perlu penatalaksanaan	Tidak perlu penatalaksanaan	Tidak perlu penatalaksanaan
• Diketahui berespon	HBIG x 1 dan mulai pemberian vaksinasi ulang atau HBIG x 2	Tidak perlu penatalaksanaan	Jika sumber berisiko tinggi, perlakukan seperti jika sumber adalah HBsAg positif
• Respon antibodi tidak diketahui	Periksa anti HBs orang yang terpapar: • Jika adekuat, tidak perlu penatalaksanaan • Jika tidak adekuat, berikan HBIG x1 dan booster vaksinasi	Tidak perlu penatalaksanaan	Periksa anti HBs orang yang terpapar: • Jika adekuat, tidak perlu penatalaksanaan • Jika tidak adekuat, berikan HBIG x1 dan booster vaksinasi

Dikutip dari Beltrami EM

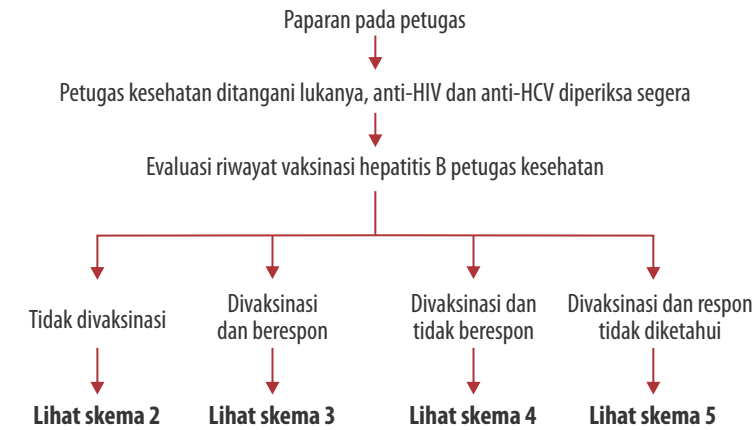
Vaksinasi hepatitis B dan HBIG jika diindikasikan harus diberikan segera setelah paparan, lebih baik dalam waktu 24 jam. Efektivitas HBIG jika diberikan setelah 7 hari tidak diketahui. Vaksinasi hepatitis B dapat diberikan bersamaan dengan pemberian HBIG pada tempat yang terpisah.

Penanganan Setelah Pemaparan Terhadap Hepatitis C

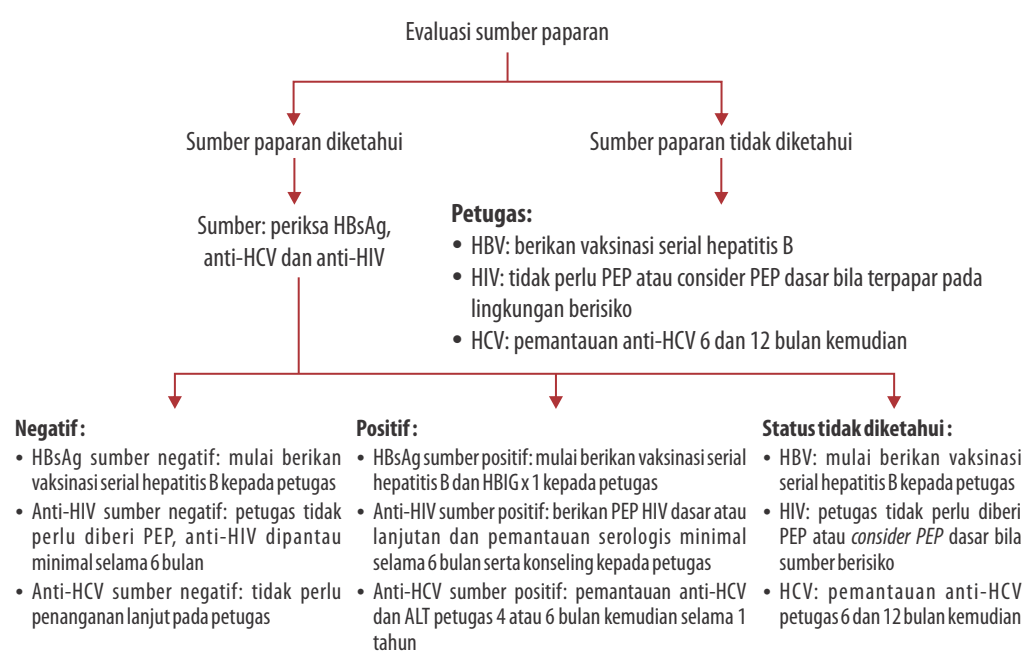
Petugas kesehatan yang terpapar harus diperiksa anti-HCV untuk menentukan status infeksi saat paparan. Selain itu dilakukan pula pemeriksaan anti-HCV terhadap sumber paparan. Bila sumber paparan tidak menderita hepatitis C maka tidak diperlukan penanganan. Bila sumber paparan menderita hepatitis C maka dilakukan pemantauan anti-HCV dan aktivitas *Alanin Transaminase* (ALT) 4 atau 6 bulan kemudian. Pemantauan dilakukan selama 1 tahun. Jika diagnosis awal infeksi HCV diinginkan dapat dilakukan pemeriksaan RNA HCV serum atau plasma dalam waktu 1 sampai 2 minggu setelah terpapar.¹¹ Bila sumber paparan atau statusnya tidak diketahui maka dilakukan pemantauan anti-HCV petugas kesehatan 6 bulan dan 12 bulan kemudian.

Pemberian obat antivirus tidak direkomendasikan untuk PEP setelah terpapar darah dengan HCV positif. Petunjuk tentang pemberian terapi pada fase akut infeksi hepatitis C tidak ada akan tetapi sejumlah data yang ada menunjukkan terapi antivirus dapat menguntungkan jika diberikan pada awal perjalanan penyakit hepatitis C.

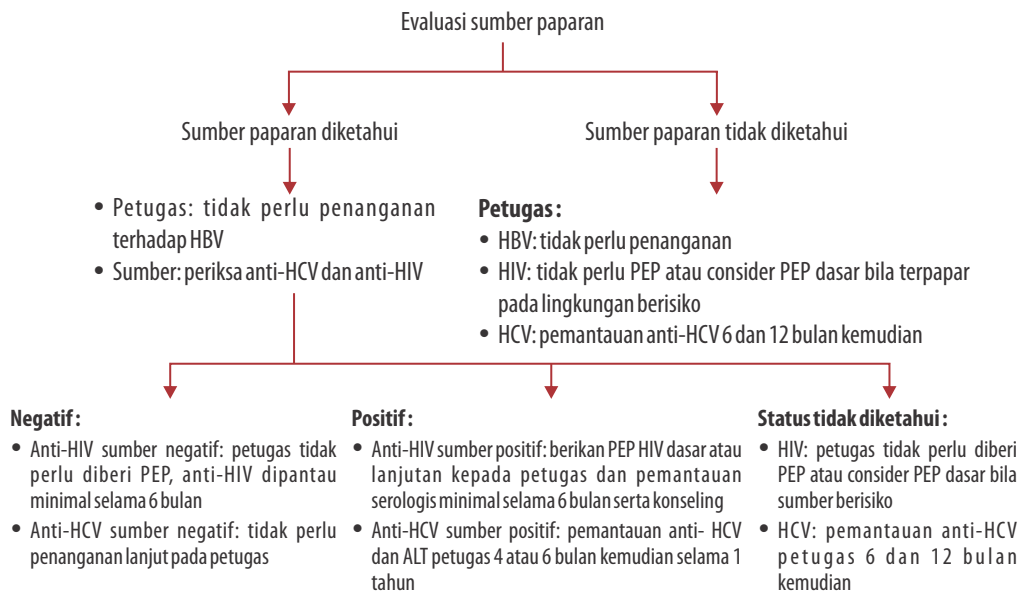
Institusi kesehatan seharusnya menetapkan kebijaksanaan dan prosedur yang harus dilakukan petugas kesehatan bila terpapar darah atau cairan tubuh lainnya dan menjamin petugas kesehatan mengenal kebijaksanaan dan prosedur tersebut. Alur penanganan terhadap petugas kesehatan yang terpapar bahan berpotensi infeksius akibat tusukan benda tajam dapat dilihat secara ringkas pada skema 1, 2, 3, 4 dan 5.



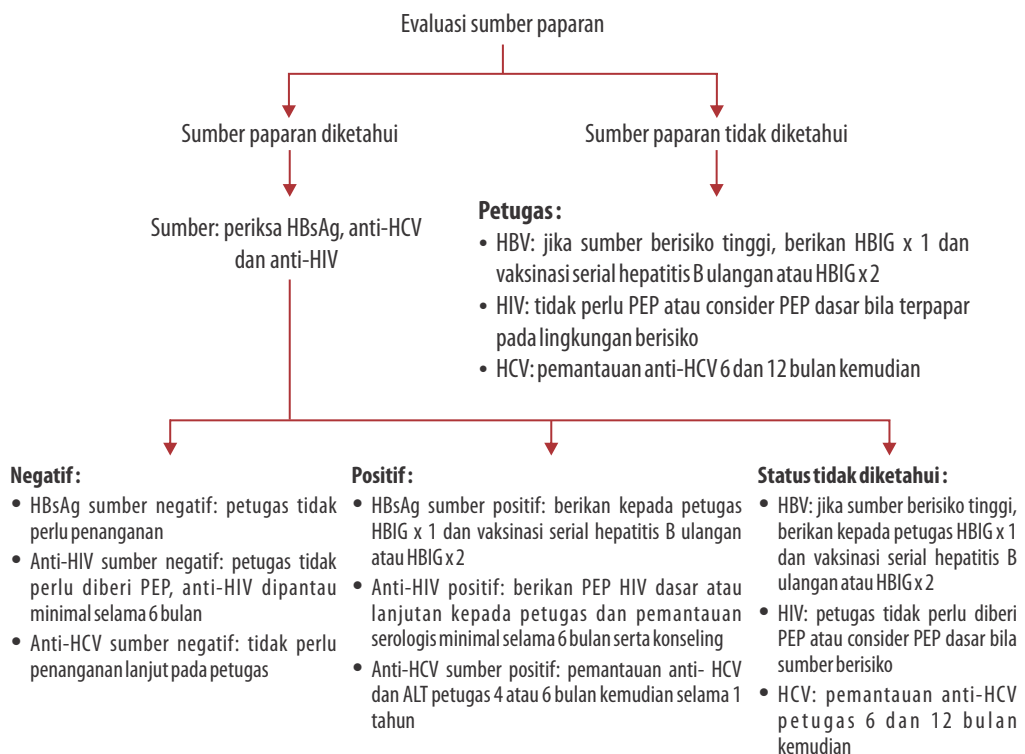
Skema 1: Alur penanganan terhadap petugas yang tertusuk benda tajam
Dikutip dan dimodifikasi dari Doebbeling BN



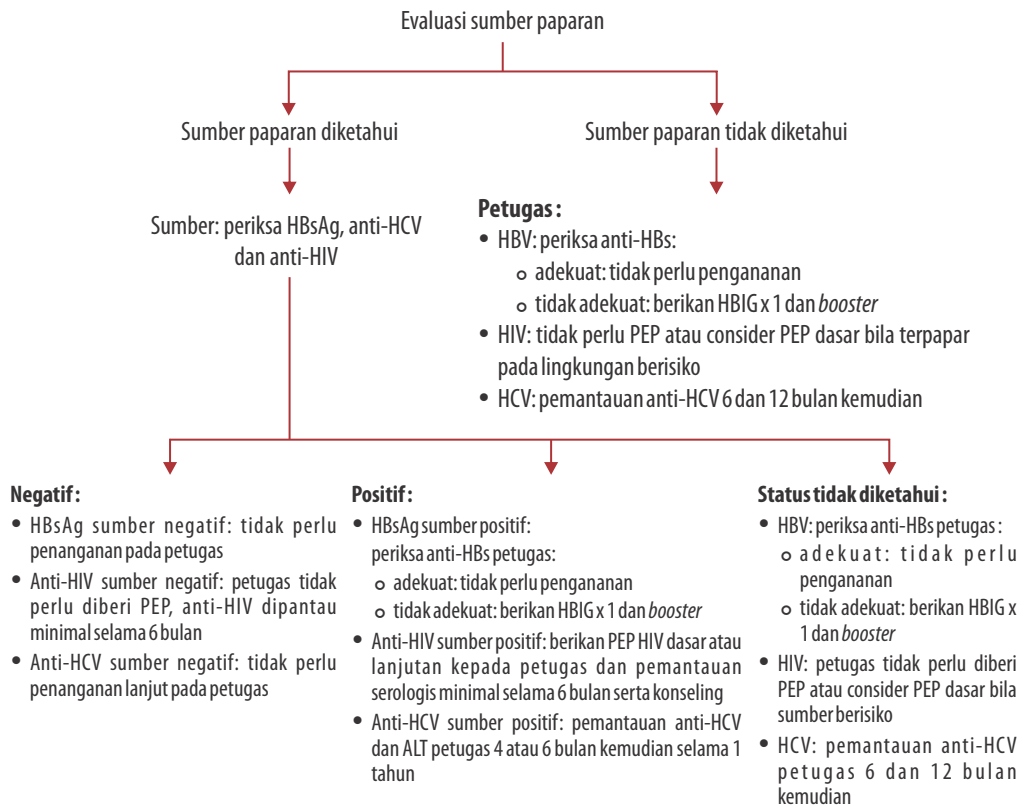
Skema 2: Paparan pada petugas yang tidak divaksinasi hepatitis B
Dikutip dan dimodifikasi dari Doebbeling BN



Skema 3: Paparan pada petugas yang berespon terhadap vaksinasi hepatitis B
Dikutip dan dimodifikasi dari Doebling BN



Skema 4: Paparan pada petugas yang tidak berespon terhadap vaksinasi hepatitis B
Dikutip dan dimodifikasi dari Doebling BN



Skema 5: Paparan pada petugas yang divaksinasi hepatitis B dan respon tidak diketahui
Dikutip dan dimodifikasi dari Doebbeling BN

Profilaksis Pasca Paianan

- Cuci tangan dengan sabun dan air mengalir
- Lapor ke dokter penanggung jawab di klinik
- Tes HIV baik sumber maupun orang yang terpajan
- Obat ARV harus diberikan dalam waktu kurang dari 4 jam
- Termasuk di dalamnya pajanan terhadap darah, cairan serebrospinal, cairan semen, cairan vagina, cairan sinovial/pleura/periakardial/peritonial/amnion dari

STATUS HIV PASIEN

Pajanan	Tidak diketahui	Positif	Positif Resiko Tinggi	Rejimen
Kulit utuh	Tidak perlu PPP	Tidak perlu PPP	Tidak perlu PPP	
Mukosa atau kulit yang tidak utuh	Pertimbangkan rejiman 2 obat	Berikan rejiman 2 obat	Berikan rejiman 2 obat	AZT 300 mg /12 jam x 28 hari 3 TC 150 mg /12 jam x 28 hari
Tusukan (benda tajam solid)	Berikan rejiman 2 obat	Berikan rejiman 2 obat	Berikan rejiman 3 obat	AZT 300 mg /12 jam x 28 hari
Tusukan (benda tajam berongga)	Berikan rejiman 2 obat	Berikan rejiman 3 obat	Berikan rejiman 3 obat	3 TC 150 mg /12 jam x 28 hari Lop/r 400/100 mg /12 jam x 28 hari

Resiko

Faktor yang meningkatkan resiko serokonversi

- Pajanan darah atau cairan tubuh dalam jumlah besar, ditandai dengan :
 - Luka yang dalam
 - Terlihat jelas darah
 - Prosedur medis yang menggunakan jarum
- Sumber pajanan adalah pasien stadium AIDS

Monitoring

- Profilaksis harus diberikan selama 28 hari
- Dibutuhkan dukungan psikososial
- Pemeriksaan laboratorium diperlukan untuk mengetahui infeksi HIV dan untuk memonitor toksisitas obat
- Tes HIV diulang setelah 6 minggu, 3 bulan dan 6 bulan



Nama	Nomor yang bisa dihubungi

3

PEMERIKSAAN SIFILIS

POKOK BAHASAN	TOPIK
Pemeriksaan Sifilis	Pengertian Sifilis
	Teknik-teknik Pemeriksaan Sifilis
	Cara Pengambilan dan Pengelolaan Darah Vena
	Pemeriksaan RPR & RPP Titer
	Pemeriksaan Treponema

Tujuan

1. Tujuan Umum
Pada akhir sesi, peserta mampu melaksanakan pemeriksaan sifilis.
2. Tujuan Khusus
Pada akhir sesi, peserta mampu :
 - a. Menjelaskan tentang pengertian sifilis
 - b. Menjelaskan teknik-teknik pemeriksaan sifilis
 - 1) Cara pengolahan darah vena
 - 2) Cara penyimpanan darah vena
 - c. Menjelaskan cara pengambilan dan pengelolaan darah vena
 - d. Menjelaskan pemeriksaan RPR dan RPR Titer
 - e. Melakukan pemeriksaan Trreponema Pallidum Rapid

Metode

1. Uraian lisan
2. Permainan
3. Brainstorming
4. Tanya jawab
5. Demonstrasi
6. Praktik

Bahan Bacaan

1. Bahan bacaan sesi 7 : Pengertian Sifilis
2. Bahan bacaan sesi 8 : Teknik-teknik Pemeriksaan Sifilis
3. Bahan bacaan sesi 9 : Cara Pengambilan dan Pengelolaan Darah Vena
4. Bahan bacaan sesi 10 : Pemeriksaan RPR dan RPR Titer
5. Bahan bacaan sesi 11 : Pemeriksaan Treponema Pallidum Rapid

Alat

1. Spidol
2. Kertas plano
3. Powerpoint
4. Laptop
5. Proyektor/LCD
6. Alat-alat laboratorium

Waktu

Pelaksanaan pokok bahasan ini selama 5 Jam Pembelajaran (1 jam pembelajaran = 45 menit) (5 x 45 menit = 225 menit)

1. Sesi 7 : 30 menit
2. Sesi 8 : 45 menit
3. Sesi 9 : 90 menit
4. Sesi 10 : 75 menit
5. Sesi 11 : 120 menit

Proses Fasilitasi :

Sesi 7 : Pengertian Sifilis

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	Fasilitator membuka sesi dan menyebutkan judul sesi 7 “Pengertian Sifilis”	Uraian lisan	—	2 menit
2.	Ice Breaking “Strip Seven” • Fasilitator meminta peserta membuat lingkaran. Satu peserta ditunjuk secara acak untuk memulai berhitung mulai dari angka 1 kemudian diikuti temannya searah jarum jam. • Sampai pada angka yang mengandung angka 7 atau kelipatannya harus tepuk tangan oleh peserta yang bersangkutan • Pengucapan angka-angka tersebut semakin lama harus semakin cepat. • Peserta harus keluar dari lingkaran kemudian diulang lagi untuk putaran selanjutnya.	Permainan	—	8 menit
3.	Fasilitator menyampaikan tujuan pembelajaran yang akan dicapai pada pokok bahasan tentang pengertian sifilis	Uraian lisan	—	3 menit
4.	Fasilitator menuliskan dan menjelaskan apa yang diketahui peserta tentang Pengertian sifilis yang terdiri dari definisi, morfologi, dan gejala klinis penyakit sifilis	Brainstroming	Spidol Kertas Plano Lembar Bacaan 7	15 menit
5.	Fasilitator memberikan kesempatan kepada peserta untuk bertanya tentang pengertian sifilis	Tanya jawab	—	5 menit
Total Sesi 1				30 menit

Sesi 8 : Teknik Pemeriksaan Sifilis

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	Fasilitator membuka sesi dan menyebutkan judul sesi 8 “Teknik Pemeriksaan Sifilis”	Uraian lisan	—	2 menit
2.	Fasilitator menyampaikan tujuan pembelajaran yang akan dicapai pada pokok bahasan tentang Teknik Pemeriksaan Sifilis	Uraian lisan	—	3 menit
3.	Fasilitator menuliskan apa yang diketahui peserta tentang Teknik Pemeriksaan Sifilis	Brainstroming	Spidol Kertas Plano Lembar Bacaan 8	15 menit
4.	Fasilitator menjelaskan tentang Teknik Pemeriksaan Sifilis sekaligus mengklarifikasi jika ada jawaban peserta yang kurang tepat	Uraian lisan	Power point Laptop Proyektor/LCD Lembar Bacaan 8	20 menit
5.	Fasilitator memberikan kesempatan kepada peserta untuk bertanya tentang pengertian Sifilis	Tanya jawab	—	5 menit
Total Sesi 8				45 menit

Sifilis yang disebut juga *Lues Venerea* atau Raja Singa disebabkan oleh bakteri Gram negatif *Treponema pallidum* yang ditemukan oleh Schaudinn dan Hoffman pada tahun 1905. Sifilis merupakan penyakit khronis dan sistemik, dapat menyerang seluruh organ tubuh dan pada masa laten tanpa manifestasi lesi tubuh. Masa tunas biasanya 2 – 4 minggu dengan gejala klinis pada stadium primer berupa ulkus atau lesi/tukak pada alat genital yang tidak menimbulkan rasa sakit dan hilang dengan sendirinya walaupun kuman penyebabnya masih berada dalam tubuh. Penyakit ini dapat ditularkan pada janin dalam kandungan serta mempunyai masa inkubasi penyakit ini 2 minggu – 3 bulan.

Morfologi*Treponema pallidum*

Berbentuk spiral teratur, dengan panjang rata-rata 11 um (6 -20 um) dan diameter 0.09 – 0.18 um. Pada umumnya dijumpai 8 – 24 lekukan dengan panjang gelombang sekitar 1 um.

Gejala klinis dari penyakit Sifilis adalah :

- Ulkus soliter, bulat/lonjong. Dasar bersih dengan indurasi tidak nyeri
- Pembesaran kel. getah bening, umumnya bilateral, kenyal, tidak nyeri, eritema –
- Tidak ada gejala sistemik

Perjalanan penyakitnya sebagai berikut :

- Primer: muncul ulkus 1 -4 minggu, menghilang
- Sekunder : erupsi timbul 2 minggu kemudian, kondilomata, lesi mukosa mulut, kerongkongan, servix
- Laten dini : primer dan sekunder < 1th, menular
- Tertier/ laten lanjut: bertahun - tahun, kelainan ssp & kardiovaskuler tidak menular

A. Pemeriksaan lapangan gelap dengan bahan pemeriksaan dari serum lesi.

Ruam sifilis primer, dibersihkan dengan larutan NaCl fisiologis. Serum diperoleh dari bagian dasar/dalam lesi dengan cara menekan lesi dan serum akan keluar. Diperiksa dengan mikroskop lapangan gelap menggunakan minyak imersi. *T. pallidum* berbentuk ramping, gerakan lambat dan angulasi. Pemeriksaan ini tidak dapat membedakan *T. pallidum* dengan *Treponema* lainnya seperti *T. pertenue* yang menyebabkan frambusia, *T. carateunum* penyebab pinta ataupun *Treponema komensal* yang banyak dijumpai didalam mulut, maka bahan pemeriksaan dari rongga mulut tidak dapat digunakan.

Pemeriksaan dilakukan dengan pemeriksaan langsung *T. Pallidum* dari serum pada lesi kulit primer untuk dilihat bentuk dan pergerakannya dengan menggunakan mikroskop lapangan gelap pada pembesaran obyektif 100x. Pemeriksaan dilakukan berturut – turut selama 3 (tiga) hari dan bakteri berwarna putih, bentuk ramping dan gerakan lambat.

B. Pemeriksaan menggunakan mikroskop fluoresensi dengan bahan pemeriksaan dari serum lesi.

Cara Pemeriksaan :

1. Lesi dioleskan pada gelas objek, fiksasi dengan aseton, diberi antibodi spesifik yang dilabel fluoresen
2. Kurang spesifik dibanding pemeriksaan lapangan gelap

C. Penentuan antibodi dalam serum

Pemeriksaan serologi untuk mendeteksi antibodi yang terbentuk setelah infeksi Treponema dibagi menjadi 2 golongan berdasarkan antigen yang dipakai

1. Non-treponemal antigen

Menggunakan antigen tidak spesifik (kardiolipin yang dikombinasikan dengan lesitin dan kolesterol) sehingga dapat memberi hasil positif semu biologik (Akut dan Kronis) ataupun negatif semu (Reaksi Prozon). Prinsip reaksinya: Reagin (antibodi terhadap Treponema) dapat bersatu dengan suspensi ekstrak lipid dari binatang atau tumbuhan, menggumpal membentuk massa yg dapat dilihat pada tes flokuasi.

Contoh Tes: **VDRL (Venereal Disease Research Laboratory) dan RPR (Rapid Plasma Reagin)**

2. Treponemal antigen

Menggunakan antigen spesifik (Treponema atau ekstraknya)

a. Tes Imobilisasi :

TPI (Treponema Pallidum Inhibition test), jarang digunakan krn memerlukan TP (Treponema Pallidum) yang masih hidup & sulit diperoleh

b. Tes Imunofluoresen :

FTA-Abs (Fluorescein Treponemal Ab Absorption) IgM & IgG

c. Tes Hemaglutinasi :

Pemeriksaan TPHA (Treponema Pallidum Hema Agglutination) bisa terjadi positif palsu pada Frambusia (Patek)/Treponema lain

d. Tes Treponema Pallidum Rapid

Pemeriksaan Treponema Pallidum Rapid yang menggunakan reagensia yang saat ini beredar di Indonesia yaitu Determine Sifilis, SD Bioline Sifilis, Advanced Sifilis, banyak digunakan karena waktu pemeriksaan yang cepat dan mudah dalam interpretasi hasil.

Proses Fasilitasi :

Sesi 9 : Pengambilan dan Pengelolaan Darah Vena

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	Fasilitator membuka sesi dan menyebutkan judul sesi 9 “Pengambilan dan Pengelolaan Darah Vena”	Uraian lisan	—	2 menit
2.	Fasilitator menyampaikan tujuan pembelajaran yang akan dicapai pada pokok bahasan tentang Pengambilan dan Pengelolaan Darah Vena	Uraian lisan	—	3 menit
3.	Fasilitator menjelaskan apa yang diketahui peserta tentang tata laksana pengambilan darah vena dan pengelolaan sampel darah	Uraian lisan	Power point Laptop Proyektor/LCD Lembar Bacaan 9	20 menit
4.	Pengambilan dan Pengelolaan Darah Vena - Fasilitator meminta peserta untuk mempersiapkan alat dan bahan - Selanjutnya, praktik akan dipandu oleh fasilitator	Demonstrasi Praktik	Alat-alat Laboratorium Petunjuk latihan 3	65 menit
Total Sesi 9				90 menit

Sesi 10 : Pemeriksaan RPR dan RPR Titer

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	Fasilitator membuka sesi dan menyebutkan judul sesi 10 “Pemeriksaan RPR dan RPR Titer”	Uraian lisan	—	2 menit
2.	Fasilitator menyampaikan tujuan pembelajaran yang akan dicapai pada pokok bahasan tentang Pemeriksaan RPR dan RPR Titer	Uraian lisan	—	3 menit
3.	Fasilitator menjelaskan apa yang diketahui peserta tentang Pemeriksaan RPR dan RPR Titer	Uraian lisan	Power point Laptop Proyektor/LCD Lembar Bacaan 9	20 menit
4.	Pemeriksaan RPR dan RPR Titer - Fasilitator mempersiapkan alat dan bahan untuk melakukan demostrasi - Fasilitator akan mendemonstrasikan pemeriksaan RPR dan RPR Titer di depan kelas selanjutnya peserta memperhatikan pelaksanaannya	Demonstrasi	Alat-alat Laboratorium	45 menit
5.	Fasilitator memberikan kesempatan kepada peserta untuk bertanya tentang Pemeriksaan RPR dan RPR Titer	Tanya jawab	—	5 menit
Total Sesi 10				75 menit

A. Tatalaksana Pengambilan Darah Vena

Teknis pengambilan darah vena sebenarnya mudah, tetapi bahaya yang dapat terjadi bila tidak dikerjakan dengan hati – hati dan seksama jauh lebih besar dari pengambilan darah kapiler.

1. Lokasi Pengambilan

Pada umumnya semua vena yang cukup besar dan letaknya superficial dan digunakan untuk pengambilan darah. Tetapi pada prakteknya yang sering digunakan adalah vena difossa cubiti. Pada kanak – kanak yang kecil atau pada bayi bila perlu dapat diambil dari vena jugularis externa, vena femoralis bahkan sinus sagitalis superior.

2. Peralatan yang diperlukan

- Jarum vacuntainer
- Tabung vacuntainer Serum Clot Activator (SST)
- Alkohol swab 70%
- Kasa steril
- Torniquet
- Handiplast
- Holder
- Sharp Bin Container
- Sarung tangan
- Rak tabung

3. Hal – hal yang harus diperhatikan ketika pengambilan darah

- Pada umumnya vena yang baik untuk pengambilan darah ialah vena yang cukup besar, letaknya superficial dan terfiksasi.
- Pada orang yang gemuk, vena yang letaknya agak dalam tempatnya dapat ditentukan dengan palpasi.
- Vena – vena kecil yang terlihat sebagai garis – garis biru biasanya sukar diambil.
- Untuk memudahkan penusukan, tekanan darah dalam vena ini dapat dinaikkan dengan mengadakan pembendungan pada bagian proximal dari vena tersebut dan bila diambil dari vena cubiti, hal ini dapat dibantu pula dengan menyuruh penderita mengepal dan membuka tangan berulang – ulang.
- Pembendungan vena tak boleh dilakukan terlalu lama karena hal ini dapat mengakibatkan terjadinya hemokonsentrasi setempat.
- Bila letak vena tidak dapat ditentukan karena letaknya yang agak dalam, usaha untuk mengambil darah dengan coba – coba adalah perbuatan terlarang.
- Penderita yang takut akan penusukan vena ini harus ditenangkan seperti pada pengambilan darah kapiler.
- Bila menggunakan tabung darah yang berisi anti koagulan, tabung darah harus dikocok – kocok perlahan untuk menghindari pembekuan.

4. Prosedur Kerja

- Siapkan tabung vacuntainer SST dan beri kode sesuai nomor ID.
- Siapkan jarum dan beri tahu pasien yang akan diambil darah sebelum membuka jarum bahwa jarum baru dan steril.

- Pasang jarum pada holder, taruh tutup diatas meja pengambilan darah.
- Letakan lengan pasien lurus diatas meja dengan telapak tangan menghadap ke atas.
- Tourniquet dipasang $\pm$ 10 cm diatas lipatan siku pada bagian atas dari vena yang akan diambil (jangan terlalu kencang).
- Pasien disuruh mengepal dan menekuk tangan beberapa kali untuk mengisi pembuluh darah.
- Dengan tangan pasien masih mengepal, ujung telunjuk kiri memeriksa/mencari lokasi pembuluh darah yang akan ditusuk.
- Bersihkan lokasi dengan kapas alkohol 70 % dan biarkan sampai kering, kulit yang telah dibersihkan jangan dipegang lagi.
- Pegang holder dengan tangan kanan dan ujung telunjuk pada pangkal jarum.
- Vena ditusuk pelan-pelan dengan sudut 30-45°.
- Bila jarum berhasil masuk vena, tekan tabung sehingga vakumnya bekerja dan darah terisap kedalam tabung. Bila terlalu dalam, tarik sedikit atau sebaliknya
- Bila darah sudah masuk buka kepala tangan.
- Isi tabung vacuntainer sampai volume 3 ml.
- Setelah cukup darah yang diambil, tourniquet dilepas. Keluarkan tabung dan keluarkan jarum perlahan-lahan.
- Pasien diminta untuk menekan bekas tusukan dengan kapas alkohol selama 1-2 menit.
- Tutup bekas tusukan dengan plester.
- Buang bekas jarum kedalam wadah tahan tusukan (Sharp bin Biohazard).
- Homogenkan darah dengan cara membolak-balikan secara perlahan.

Perhatian :

Untuk pengambilan bahan pemeriksaan laboratorium tertentu yang berasal dari manusia antara lain:

- a. Darah vena/darah kapiler
- b. Pus vagina
- c. Apus Urethra
- d. Apus Dubur
- e. Urin dengan kateter

Dilakukan di klinik Puskesmas oleh tenaga perawat/bidan

Sumber:

1. UU No.23 Pasal 50 tahun 1992 tentang Kesehatan
2. Departemen Kesehatan RI : Pedoman Kerja Puskesmas Jilid IV, hal S-14, 1991/1992

Vena Puncture

Bila menggunakan Tabung vacutainer Selalu gunakan tindakan kewaspadaan universal



Siapkan peralatan



Tulis identitas klien pada tabung.



Pasang tourniquet pada lengan sekitar 3-4cm diatas daerah yang akan ditusuk.



Minta klien untuk mengepalkan jarinya sehingga vena terlihat jelas.



Setelah meraba jalur vena, bersihkan daerah yang akan ditusuk dengan kapas alcohol melingkar keluar. Biarkan kering.



Pasang jarum ke vacuum tube holder dengan cara memutar



Pasang tabung ke holder sampai tabung mencapai jarum.



Buka tutup jarum.



Gunakan ibu jari anda dan tarik 1 – 2 cm dibawah daerah yang akan ditusuk. Tahan kulit dengan ibu jari lanjutan ke langkah 10.



Masukkan jarum dengan posisi tusukan keatas dan sudut 30-45°, masuk ke vena.



Tekan tabung vacutainer ke jarum. Darah akan langsung mengalir ke tabung.



Lepaskan tourniquet.



Isi tabung sampai penuh atau sampai vacuum tidak bekerja lagi.



Setelah membuka lengan klien, tenpatkan kasa kering diatas daerah yang ditusuk.



Tahan kasa secara lembut dan tarik jarum perlahan – lahan.



Tutup dengan band-aid atau lakukan penekanan halus sampai darah berhenti



Buang semua yang terkontaminasi ke dalam wadah limbah yang layak.



Use of trade names and commercial sources is for identification only and does not imply endorsement by WHO, the Public Health Service, or by the U.S. Department of Health and Human Services (2005).



B. Pengelolaan Sampel Darah

1. Cara Pengolahan Darah Vena

- a. Bahan dan Alat :
 - 1) Sentrifus
 - 2) Rak tabung
- b. Prosedur Kerja
 - 1) Sebelum memutar darah siapkan tabung penyeimbang.
 - 2) Letakkan tabung dengan posisi seimbang.
 - 3) Putar tombol waktu selama 3 menit.
 - 4) Putar kecepatan perlahan – lahan sampai 3000 rpm.
 - 5) Hentikan segera bila beban tidak seimbang atau terdengar suara aneh.
 - 6) Jangan membuka tutup sentrifus sebelum sentrifus benar – benar berhenti.
 - 7) Ambil tabung bila sentrifus sudah benar – benar berhenti.
 - 8) Lihat pemisahan darah dengan serum, bila sudah sempurna sampel darah siap dilakukan pemeriksaan.

2. Cara Penyimpanan Darah Vena

Darah vena dapat disimpan selama 24 jam pada suhu 2-8°C sebelum dipisahkan, namun bila sudah dipisahkan serum/plasma dapat disimpan selama 7 hari pada suhu 2-8°C dan dapat disimpan lebih lama pada suhu -20°C.

Petunjuk Latihan 3

Praktik Pengambilan Darah Vena

Tujuan

Peserta mampu melakukan pengambilan darah vena serta cara pengolahannya

Persiapan

Fasilitator siapkan alat dan bahan untuk simulasi dan praktek pengambilan darah vena terdiri atas:

1. Jarum vacuntainer
2. Tabung vacuntainer Serum Clot Activator (SST)
3. Alkohol swab 70%
4. Kasa steril
5. Tourniquet
6. Handiplast
7. Holder
8. Sharp Bin Container
9. Sarung tangan
10. Rak tabung

Penugasan

Langkah 1: 10 menit

- Tampilkan slide presentasi tentang cara pengambilan darah vena dan cara pengolahannya.

Langkah 2: 2 – 5 menit

- Fasilitator melakukan demonstrasi cara pengambilan darah
- Fasilitator memperlihatkan cara pengolahan darah (melakukan sentrifugasi)

Langkah 3: 30 menit

- Masing – masing peserta melakukan pengambilan darah antar masing – masing teman.
- Fasilitator mengamati masing – masing peserta ketika pengambilan darah.
- Beritahu peserta bila proses pengambilan darah tidak sesuai.

Langkah 4: 20 menit

- Lakukan demonstrasi cara pemutaran darah
- Masing – masing peserta melakukan pemutaran darah
- Lihat hasil sampel pemutaran darahnya.

Lampiran Pengambilan sampel darah

Vena Puncture

Bila menggunakan Tabung vacutainer Selalu gunakan tindakan kewaspadaan universal



Siapkan peralatan



Tulis identitas klien pada tabung.



Pasang tourniquet pada lengan sekitar 3-4cm diatas daerah yang akan ditusuk.



Minta klien untuk mengepalkan jarinya sehingga vena terlihat jelas.



Setelah meraba jalur vena, bersihkan daerah yang akan ditusuk dengan kapas alcohol melingkar keluar. Biarkan kering.



Pasangkan jarum ke vacuum tube holder dengan cara memutar



Pasang tabung ke holder sampai tabung mencapai jarum.



Buka tutup jarum.



Gunakan ibu jari anda dan tarik 1 – 2 cm dibawah daerah yang akan ditusuk. Tahan kulit dengan ibu jari lanjutkan ke langkah 10.



Masukkan jarum dengan posisi tusukan keatas dan sudut 30-45°, masuk ke vena.



Tekan tabung vacutainer ke jarum. Darah akan langsung mengalir ke tabung.



Lepaskan tourniquet.



Isi tabung sampai penuh atau sampai vacuum tidak bekerja lagi.



Setelah membuka lengan klien, tenatkan kasa kering diatas daerah yang ditusuk.



Tahan kasa secara lembut dan tarik jarum perlahan – lahan.



Tutup dengan band-aid atau lakukan penekanan halus sampai darah berhenti



Buang semua yang terkontaminasi ke dalam wadah limbah yang layak.

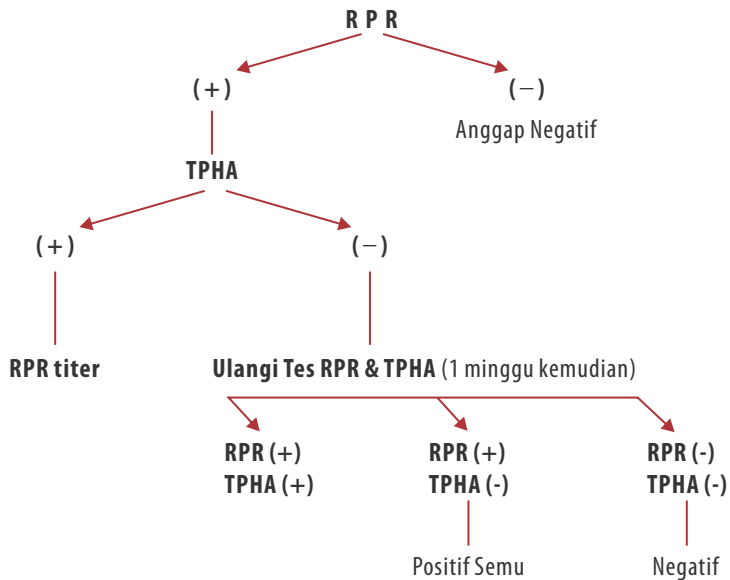


Use of trade names and commercial sources is for identification only and does not imply endorsement by WHO, the Public Health Service, or by the U.S. Department of Health and Human Services (2005).



Pemeriksaan tapisan pertama menggunakan reagensia RPR, bila didapatkan hasil yang positif dilanjutkan dengan pemeriksaan pengenceran RPR dan Determine.

PENATALAKSANAAN SIFILIS DENGAN TES SEROLOGI SIFILIS



Metode : Flokulasi

Peralatan :

1. Rotator
2. Sentrifus
3. Mikropipet 5 – 50 ul.
4. Tip Kuning
5. Semua peralatan sudah tersedia didalam kit (Pipet, Stirer, dispenser & jarum antigen, Test card, Kontrol Negatif, Kontrol Positif).
6. Sarung Tangan

Reagen :

1. RPR Shield @ 500 test yang dilengkapi dengan control negative, control positif
2. NaCl 0,9 %
3. Hipocloride 0.05%

Bahan Pemeriksaan :

Serum, Plasma (tidak boleh lisis dan terkontaminasi bakteri) dan cairan CSF

Prosedur Kerja :

I. Persiapan

1. Biarkan reagensia pada suhu kamar 30 menit sebelum digunakan
2. Pemeriksaan tapisan pertama menggunakan reagensia RPR, bila didapatkan hasil yang positif dilanjutkan dengan pemeriksaan pengenceran RPR dan Determine.
3. Lakukan pemeriksaan sesuai alur pemeriksaan Serologi Sifilis.

II. Pemeriksaan RPR Kualitatif

1. Keluarkan reagensia RPR dari kotak penyimpanan dan biarkan pada suhu ruangan selama ± 30 menit
2. Siapkan Test Card.
3. Beri nomor dan tuliskan pada test card.
4. Isi antigen kedalam botol penetesnya dengan cara menghisapnya langsung dari botol antigen, lalu pasang tutup/jarum dispensernya
5. Ambil sampel 1 tetes dengan menggunakan pipet yang tersedia dalam kit.
6. Dengan menggunakan stirer, lebarkan sample memenuhi seluruh lingkaran.
7. Kocok – kocok antigen teteskan antigen (1 tetes) dengan menggunakan dispenser & jarum diatas sampel (posisi vertikal). Tidak perlu mengocok antigen dengan sampel.
8. Letakkan diatas rotator kemudian putar rotator selama 8 menit dengan kecepatan 100 ± 2 rpm.
9. Sertakan kontrol negatif dan kontrol positif setiap kali pemeriksaan dan perlakuan kontrol sama dengan sampel.
10. Baca hasilnya dan tuliskan pada formulir hasil dan lembar hasil pemeriksaan laboratorium. Bila positif lakukan pengenceran RPR dan pemeriksaan TPHA

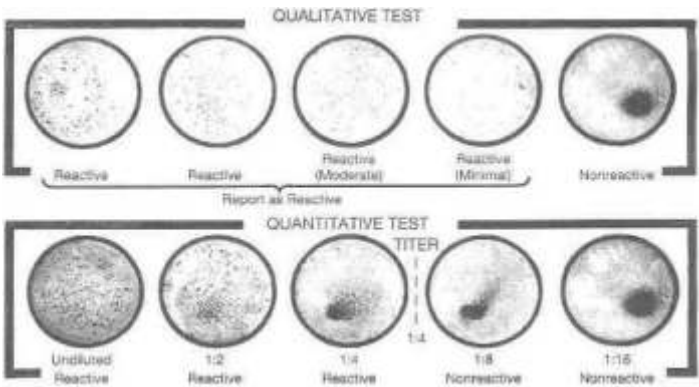
III. Pemeriksaan Pengenceran RPR

1. Lakukan serial dilution.
2. Pipet kedalam 6 lingkaran pada kartu pemeriksaan RPR masing-masing 50 ul Na Cl 0.9% dengan mikropipet mulai kolom 2 sampai dengan 7
3. Pipet 50 ul serum spesimen pada kolom 1 dan 2
4. Campurkan dengan Na Cl 0.9% pada lingkaran kedua dengan cara menghisap dan mengeluarkannya 5 – 10x didalam lingkaran pertama kartu pemeriksaan
5. Kemudian pipet 50 ul campuran pada lingkaran kedua, campurkan dengan Na Cl 0.9% pada lingkaran ketiga dengan cara menghisap dan mengeluarkannya 5 – 10 x didalam lingkaran ketiga kartu pemeriksaan
6. Lakukan seterusnya sampai dengan lingkaran ketujuh dan buang 50 ul campuran pada lingkaran ketujuh
7. Ratakan dengan batang pengaduk mulai dari pengenceran tertinggi (lingkaran ketujuh)
8. Kocok – kocok antigen teteskan antigen (1 tetes) dengan menggunakan dispenser & jarum diatas sampel (posisi vertikal).
9. Tidak perlu mengocok antigen dengan sampel.
10. Letakan diatas rotator kemudian putar rotator selama 8 menit dengan kecepatan 100 ± 2 rpm
11. Baca hasilnya dan tuliskan pada formulir hasil/catatan medis dan lembar hasil pemeriksaan IMS

Hasil titer untuk RPR Positif harus dituliskan pada catatan medis dan register laboratorium.

Lingkaran	I	II	III	IV	V	VI	VII
Pengenceran		1/2	1/4	1/8	1/16	1/32	1/64
Nadl 0.9%		50 µl	50 µl	50 µl	50 µl	50 µl	50 µl
Serum	50 µl	50 µl					
		50 µl	50 µl	50 µl	50 µl	50 µl	buang 50 µl
Antigen	1 tetes	1 tetes	1 tetes	1 tetes	1 tetes	1 tetes	1 tetes

Interpretasi Hasil :



Proses Fasilitasi :

Sesi 11 : Pemeriksaan *Treponena Pallidum Rapid*

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	Fasilitator membuka sesi dan menyebutkan judul sesi 11 “Pemeriksaan <i>Treponena Pallidum Rapid</i> ”	Uraian lisan	—	2 menit
2.	Fasilitator menyampaikan tujuan pembelajaran yang akan dicapai pada pokok bahasan tentang Pemeriksaan <i>Treponena Pallidum Rapid</i>	Uraian lisan	—	3 menit
3.	Fasilitator menjelaskan kepada peserta tentang Pemeriksaan <i>Treponena Pallidum Rapid</i>	Uraian lisan	Power point Laptop Proyektor/LCD Lembar Bacaan 11	30 menit
4.	Pemeriksaan <i>Treponena Pallidum Rapid</i> - Fasilitator meminta peserta untuk mempersiapkan alat dan bahan - Selanjutnya, praktik akan dipandu oleh fasilitator	Demonstrasi Praktik	Alat-alat Laboratorium Petunjuk latihan 3	85 menit
5.	- Fasilitator meminta 2 orang peserta untuk melakukan ulasan balik tentang pokok bahasan Pemeriksaan Sifilis - Fasilitator menutup pokok bahasan ini kepada peserta dan menyebutkan pokok bahasan selanjutnya	Uraian lisan	—	10 menit
Total Sesi 11				120 menit

Bahan Bacaan SESI 11	PEMERIKSAAN <i>TREPONENA PALLIDUM RAPID</i>
----------------------	---

Ada beberapa macam reagensia Sifilis Rapid yang beredar di Indonesia, diantaranya adalah: Determine Sifilis, Advanced Intec Syphilis, SD Biotec Syphilis. Berikut adalah salah satu contoh prosedur kerjanya :

A. DETERMINE SIFILIS

- Metode : Immunochromatography
- Reagensia : Determine Sifilis.
- Peralatan : Adjustable Mikropipet ukuran 5 – 50 ul.
- Bahan Pemeriksaan : serum, plasma dan whole blood (untuk *whole blood* menggunakan anti koagulan EDTA).
- Persiapan Reagensia : Biarkan semua reagensia pada suhu kamar.

Cara Kerja :

Untuk Serum / Plasma:

1. Buka strip test dari penutup.
2. Dengan menggunakan mikropipet, ambil 50 ul sampel dan teteskan pada bantalan sampel (lihat panah).

3. Tunggu sekurang – kurangnya 15 menit (s/d 24 jam).
4. Baca hasil.

Untuk Sample *Whole Blood*:

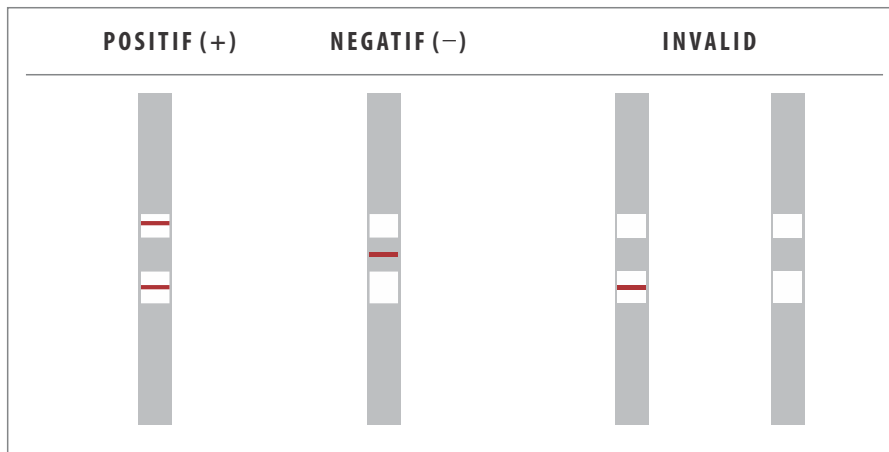
1. Buka strip test dari penutup.
2. Dengan menggunakan mikropipet, ambil 50 ul sampel dan teteskan pada bantalan sampel (lihat panah).
3. Tunggu 1 menit.
4. Tambahkan 1 tetes *chase buffer* pada bantalan sampel.
5. Tunggu sekurang – kurangnya 15 menit (s/d 24 jam).
6. Baca hasil.

Untuk Sampel *Whole Blood* (dari darah perifer) :

1. Buka strip test dari penutup.
2. Teteskan 50 ul sampel (dengan menggunakan *capillary tube* yang mengandung EDTA) pada bantalan sampel (lihat panah).
3. Tunggu sampai sampel terabsorb dan tambahkan 1 tetes *chase buffer*
4. Tunggu sekurang – kurangnya 15 menit (s/d 24 jam).
5. Baca Hasil.

Interpretasi Hasil :

- Positif = terdapat 2 garis merah pada garis kontrol dan garis pasien.
- Negatif = terdapat 1 garis merah pada garis kontrol.
- Invalid = tidak ada garis merah baik garis kontrol dan garis pasien.



B. SD BIOLINE SYPHILIS 3.0

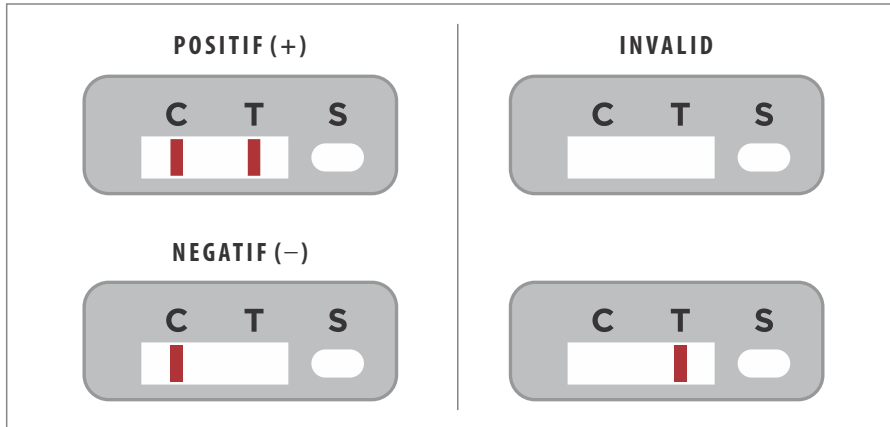
- Metode : Rapid Test
- Reagensia : SD Syphilis 3.0
- Bahan Pemeriksaan : Serum / plasma/darah lengkap
- Peralatan : Adjustable Mikropipet ukuran 5 – 50 µl.

Cara kerja :

1. Biarkan reagen pada suhu kamar.
2. Buka kemasan lalu beri identitas sampel pada membrane.
3. Gunakan Mikropipet ukuran 5 – 50 µl.
4. Ambil serum/ plasma dengan menggunakan Mikropipet sebanyak 10 µl., dan bila menggunakan *whole blood* ambil sebanyak 20 µl lalu teteskan ke lubang sampel.

5. Tunggu dan biarkan menyerap.
6. Lalu teteskan 4 tetes buffer ($\pm 110 \mu\text{l}$)
7. Baca Hasil dalam waktu 5 – 20 menit (jangan melebihi 30 menit).
8. Catat hasil pada formulir dan lembar hasil pemeriksaan laboratorium

Interpretasi hasil:



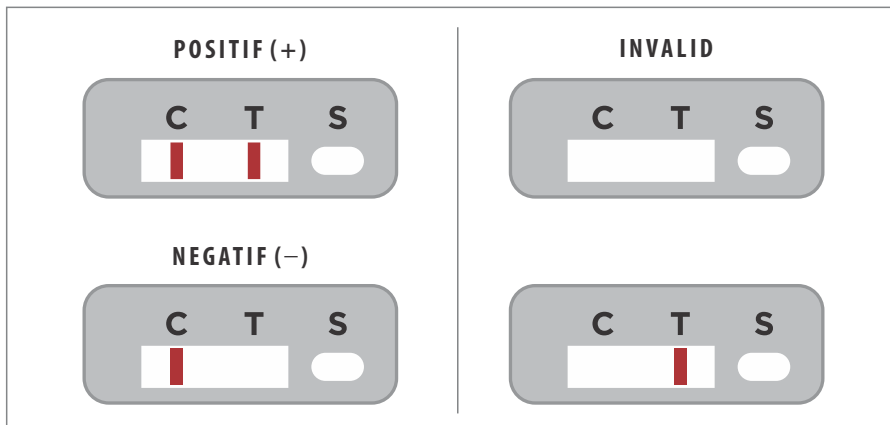
C. ONE STEP ANTI TREPONEMA PALLIDUM/SYPHILIS TEST

- Metode : Rapid Test
- Reagensia : One Step Anti Treponema Pallidum/Syphilis Test
- Bahan Pemeriksaan : Serum / plasma

Cara kerja:

1. Biarkan reagen pada suhu kamar.
2. Siapkan sampel dalam tabung minimal 100 μl
3. Buka kemasan lalu beri identitas sampel pada strip.
4. Celupkan strip kedalam tabung yang berisi serum selama 10 detik
5. Angkat strip dan letakkan di atas tissue
6. Baca Hasil dalam waktu 15 menit (jangan melebihi 20 menit).
7. Catat hasil pada formulir dan lembar hasil pemeriksaan laboratorium

Interpretasi hasil:



Tujuan

Peserta mampu melakukan pemeriksaan sifilis

Persiapan

Fasilitator Siapkan alat dan bahan untuk praktek pemeriksaan terdiri dari :

1. Rotator
2. Sentrifus
3. Mikropipet 5 – 50 ul.
4. Tip Kuning
5. Semua peralatan sudah tersedia didalam kit (Pipet, Stirer, dispenser & jarum antigen, Test card, Kontrol Negatif, Kontrol Positif).
6. Sarung tangan
7. Reagen :
 - a. RPR Shield @ 500 test yang dilengkapi dengan control negative, control positif
 - b. Determine Syphilis
 - c. NaCl 0,9 %
 - d. Hipocloride 0.05%

Penugasan**Langkah 1 :** 10 menit

- Tampilkan slide presentasi tentang cara pemeriksaan sifilis mulai dari screening/penyaringan sampai dengan penentuan diagnosis.

Langkah 2 : 5 menit

- Fasilitator melakukan demostrasi cara pemeriksaan RPR.
- Untuk hasil yang positif, fasilitator mendemonstrasikan cara pemeriksaan syphilis Rapid, yang dilanjutkan dengan titer RPR.

Langkah 3 : 5 menit

- Masing – masing peserta mendapatkan 2 buah sampel (1 negatif dan 1 positif).
- Selanjutnya peserta melakukan pemeriksaan sifilis sesuai dengan alur mulai dari RPR, Syphilis Rapid sampai dengan RPR titer.
- Fasilitator mengamati masing – masing peserta ketika melakukan pemeriksaan.
- Beritahu peserta bila proses pemeriksaan tidak sesuai.

LEMBAR PENUGASAN
PEMERIKSAAN SIFILIS

Nama Peserta :

Petugas PKM :

No	Tanggal	Nomor Register	PEMERIKSAAN SIFILIS					
			RPR			Determine		HASIL AKHIR
			Kontrol (Validitas)	Hasil	Titer	Kontrol (Validitas)	Hasil	

4

CARA PERAWATAN MIKROSKOP

POKOK BAHASAN	TOPIK
Cara Perawatan Mikroskop	Bagian-bagian Mikroskop
	Cara Menggunakan Mikroskop
	Cara Membersihkan Mikroskop Lensa Objektif dan Okuler
	Cara Mengganti Bohlam/Lampu Mikroskop
	Cara Penyimpanan Mikroskop
	Cara memecahkan permasalahan umum terjadi dengan Penggunaan Mikroskop

Tujuan

1. Tujuan Umum

Pada akhir sesi, peserta mampu melakukan perawatan dan penyimpanan mikroskop sesuai dengan prosedur.

2. Tujuan Khusus

Pada akhir sesi, peserta mampu :

- Menyebutkan bagian-bagian mikrosko
- Menjelaskan cara penggunaan mikroskop
- Membersihkan mikroskop mencakup lensa objektif dan lensa okuler
- Mengganti bohlam/lampu mikroskop
- Melakukan penyimpanan mikroskop dengan baik
- Memecahkan permasalahan yang umum terjadi dengan penggunaan mikroskop

Metode

1. Uraian lisan
2. Permainan
3. Brainstorming
4. Tanya jawab
5. Simulasi
6. Demonstrasi
7. Praktik

Alat

1. Spidol
2. Kertas Plano
3. Post it/ Sticky Note
4. Power point
5. Laptop
6. Proyektor /LCD
7. Alat-alat laboratorium

Waktu

- Pelaksanaan pokok bahasan ini selama 3 Jam
Pembelajaran (1 jam pembelajaran = 45 menit)
(3 x 45 menit = 135 menit)
1. Sesi 12 : 45 menit
 2. Sesi 13,14,15,16 dan 17 : 90 menit

Bahan Bacaan

1. Bahan Bacaan 12 : Bagian-bagian Mikroskop
2. Bahan Bacaan 13 : Cara Menggunakan Mikroskop
3. Bahan Bacaan 14 : Cara Membersihkan Mikroskop Mencakup Lensa Obyektif dan Okuler
4. Bahan Bacaan 15 : Cara mengganti Bohlam/Lampu Mikroskop
5. Bahan Bacaan 16 : Cara Penyimpanan Mikroskop dengan Baik
6. Bahan Bacaan 17 : Cara Memecahkan Permasalahan yang Umum Terjadi dengan Penggunaan Mikroskop

Proses Fasilitasi :
Sesi 12 : Bagian-Bagian Mikroskop

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	Fasilitator membuka sesi dan menyebutkan judul sesi 12 “Bagian-bagian Mikroskop”	Uraian lisan	—	2 menit
2.	Ice Breaking “Duck Game” • Fasilitator meminta peserta membuat lingkaran. Fasilitator berada ditengah lingkaran. • Fasilitator meminta peserta untuk mengepalkan tangan kiri dan angkat sejaja bahu kiri, kepalan tangan dibuka • Selanjutnya, tangan kanan peserta ditaruh di atas telapan tangan kiri dari teman yang ada di sebelah kanannya. • Fasilitator mengamati tangan kiri peserta terbuka ke bawah dan di bagian atas ada tangan kanan orang lain. • Aturan permainan ini adalah fasilitator akan bercerita tentang bebek. Karanglah cerita apapun yang ada kata “BEBEK”. • Ketika dalam cerita tersebut fasilitator menyebutkan kata bebek maka peserta harus menangkap jari telunjuk teman sebelahnya dengan tangan kirinya dan disaat yang sama harus mengangkat jari telunjuk tangan kanannya agar tidak tertangkap oleh orang lain • Lakukan uji coba berdasarkan cerita karangan fasilitator • Ketika sudah terbiasa mulailah permainan ini • Bagi peserta yang jaringan tertangkap maka ia harus menjadi orang bercerita di tengah lingkaran • Jika waktu memungkinkan ganti peran formasi tangan kiri dan kanan	Permainan	—	10 menit
3.	Fasilitator menyampaikan tujuan pembelajaran yang akan dicapai pada pokok bahasan tentang bagian-bagian mikroskop	Uraian lisan	—	3 menit
4.	Fasilitator menuliskan dan menjelaskan apa yang diketahui peserta tentang bagian-bagian mikroskop	Brainstroming	Spidol Kertas Plano Post it/sticky note Lembar Bacaan 12	25 menit
5.	Fasilitator memberikan kesempatan kepada peserta untuk bertanya tentang pengertian sifilis	Tanya jawab	—	5 menit
Total Sesi 12				45 menit

Mikroskop adalah alat optik yang terdiri dari gabungan lensa yang membuat objek kecil yang tidak terlihat dengan mata biasa menjadi terlihat lebih besar. Ada dua macam mikroskop yang sering dipakai:

- A. Mikroskop monokuler : mempunyai 1 okuler
- B. Mikroskop binokuler : mempunyai 2 okuler

A. Mikroskop Monokuler

1. Lensa okuler/lensa mata
Ada 3 macam pembesaran yang umum dipakai, yaitu pembesaran 5x, 10x, 15x.
2. Badan/tubus
Bagian yang menghubungkan lensa objektif dengan lensa okuler.
3. Revolver
Tempat kedudukan lensa objektif yang mempunyai beberapa lubang dan dapat diputar sesuai dengan kebutuhan.
4. Lensa objektif/lensa benda
Lensa yang berhubungan dengan objek yang akan diperiksa. Ada 3 macam pembesaran yang umum dipakai: pembesaran 10x, 40x, 100x. Untuk pembesaran 100x harus memakai minyak imersi.
5. Meja benda
Tempat meletakkan objek yang akan diperiksa, mempunyai lubang di tengah untuk jalannya cahaya dari sumber cahaya sampai ke objek. Terdapat klip/penjepit yang gunanya untuk menjepit kaca objek sehingga kaca objek dapat digerakkan ke kiri ke kanan, ke depan ke belakang dengan memakai pemutar.
6. Kondensor
Terletak di antara meja spesimen dan sumber cahaya. Dapat dinaikkan/diturunkan untuk mengatur fokus supaya cahaya jatuh tepat ke objek.
7. Diafragma
Terletak di bawah kondensor. Berguna untuk mengatur banyaknya cahaya yang diperlukan dengan memakai iris. Dapat diputar ke kiri atau ke kanan.
8. Filter
Letaknya di bawah diafragma. Digunakan untuk mengurangi cahaya yang terlalu kuat.
9. Sumber cahaya
Ada 2 macam:
 - a. Sinar matahari tidak langsung.
Direfleksikan melalui cermin yang terletak di kaki mikroskop.
 - b. Lampu listrik.
Lampu yang dipakai adalah jenis DOF dengan kekuatan 60 watt, terletak 20 cm di depan mikroskop.
10. Cermin, mempunyai 2 sisi:
 - a. Sisi datar
Dipakai bila sumber cahaya adalah sinar matahari tidak langsung/sinar yang terang.

b. Sisi cekung

Dipakai untuk sumber cahaya yang berasal dari sinar lampu (bila cahaya redup).

11. Sekrup kasar

Gunanya untuk menaikkan atau menurunkan objektif atau meja benda.

12. Sekrup halus

Gunanya untuk memperjelas gambar objek yang didapat.

13. Pegangan

Bagian mikroskop yang seharusnya dipegang pada waktu mengangkat dan memindahkan mikroskop.

14. Kaki

Bagian dasar dari mikroskop, berguna untuk menyangga mikroskop agar dapat berdiri tegak.

B. Mikroskop Binokuler

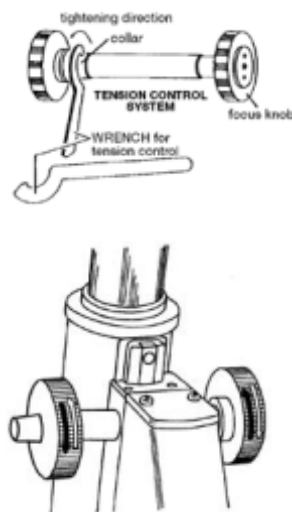
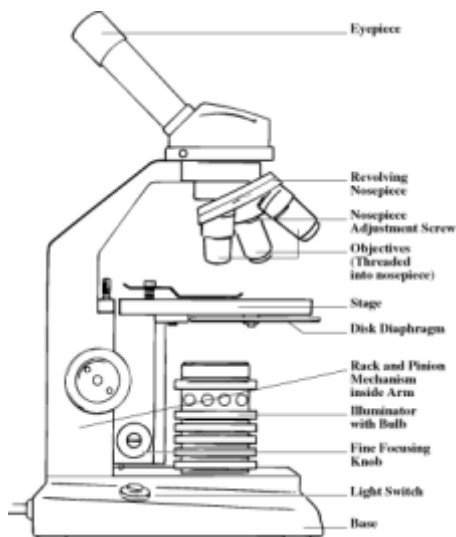
Hampir sama dengan mikroskop monokuler hanya disini terdapat 2 buah tubuh dengan 2 lensa okuler sehingga si pemeriksa dapat melihat dengan kedua belah mata. Biasanya pada tubus sebelah kiri terdapat cincin fokus.

Cara memfokuskan mata kiri dan kanan :

- Gunakan objektif 40x.
- Jika cincin fokus ada di sebelah kiri, tutup mata kiri dan fokuskan penglihatan/bayangan pada tubus sebelah kanan.
- Kemudian tutup mata kanan dan lihat melalui tubus sebelah kiri.
- Bila gambar/bayangan sudah jelas tidak perlu distel lagi tetapi bila gambar/bayangan terlihat kabur, maka fokuskan lagi dengan cara memutar cincin fokus.

Kesulitan-kesulitan yang ditemukan pada waktu pemeriksaan sediaan dengan mempergunakan mikroskop adalah sebagai berikut :

1. Objek tidak kelihatan atau tidak jelas dengan memakai lensa objektif 10 x/40 x sebagaimana mestinya disebabkan oleh:
 - a. Adanya minyak pada lensa.
 - b. Adanya lapisan debu pada lensa objektif sebelah alas.



- c. Lensa objektif retak atau pecah.
- 1) Obyek tidak kelihatan atau tidak jelas dengan memakai lensa objektif pembesaran 100x, disebabkan oleh:
 - Sediaan terbalik
 - Adanya buih pada minyak immersi
 - Lensa objektif kotor
 - Sediaan terlalu tebal
 - Minyak immersi terlalu tebal
 - 2) Sinar kurang atau lapangan pandang gelap disebabkan oleh:
 - Posisi cermin tidak tepat
 - Kondensor terlalu rendah
 - Iris diafragma tertutup
2. Terdapat bayangan gelap bila lensa okuler diputar disebabkan oleh:
- a. Permukaan lensa okuler bergaris
 - b. Okuler kotor

- Sesi 13** : Cara Menggunakan Mikroskop
- Sesi 14** : Cara Membersihkan Mikroskop Mencakup Lensa Objektif dan Okuler
- Sesi 15** : Cara Mengganti Bohlam/Lampu Mikroskop
- Sesi 16** : Cara Penyimpanan Mikroskop dengan Baik
- Sesi 17** : Cara Memecahkan Permasalahan yang Umum Terjadi dengan penggunaan Mikroskop

No	Tahapan	Metode	Alat & Bahan	Waktu
1.	Fasilitator membuka sesi dan menyebutkan judul dan tujuan pembelajaran sesi 13 – 17, yaitu: • Cara Menggunakan Mikroskop • Cara Membersihkan Mikroskop Mencakup Lensa Objektif dan Okuler • Cara mengganti Bohlam/Lampu Mikroskop • Cara Penyimpanan Mikroskop dengan Baik • Cara Memecahkan Permasalahan yang Umum Terjadi dengan Penggunaan Mikroskop	Uraian lisan	—	5 menit
2.	Fasilitator menjelaskan kepada peserta tentang • Cara Menggunakan Mikroskop • Cara Membersihkan Mikroskop Mencakup Lensa Objektif dan Okuler • Cara mengganti Bohlam/Lampu Mikroskop • Cara Penyimpanan Mikroskop dengan baik • Cara Memecahkan Permasalahan yang Umum Terjadi dengan Penggunaan Mikroskop	Uraian lisan	Power point Laptop Proyektor/LCD Lembar Bacaan 13 Lembar Bacaan 14 Lembar Bacaan 15 Lembar Bacaan 16 Lembar Bacaan 17	30 menit
3.	Cara membersihkan Mikroskop • Fasilitator meminta peserta untuk mempersiapkan alat dan bahan • Selanjutnya, praktik akan dipandu oleh fasilitator yang akan mendemonstrasikan cara : ◦ Membersihkan mikroskop lensa objektif dan okuler ◦ Mengganti bohlam/lampu mikroskop ◦ Penyimpanan mikroskop	Simulasi Demonstrasi Praktik	Alat-alat Laboratorium Petunjuk latihan 5	45 menit
4.	Fasilitator meminta 2 orang peserta untuk melakukan ulasan balik tentang pokok bahasan cara perawatan mikroskop Fasilitator menutup pokok bahasan ini kepada peserta dan menyebutkan pokok bahasan selanjutnya	Uraian lisan	—	10 menit
Total Sesi 13 - 17				90 menit

A. Mengatur posisi mikroskop

Mikroskop diletakkan di tempat yang datar menghadap ke jendela bila perlu diberi alas dari bahan yang tidak licin supaya mikroskop tidak mudah tergeser dan posisi meja benda harus tetap datar.

B. Mengatur cahaya

1. Pemilihan sumber cahaya Sebaiknya dipakai sumber cahaya dari sinar matahari, bila cahayanya sangat kurang dapat dipakai lampu listrik sebagai sumber cahaya. Bila cahaya kurang, dipakai cermin dengan sisi cekung sedangkan bila cahaya cukup/terang dipakai cermin dengan sisi datar. Bila cahaya terlalu terang, dipakai filter.
2. Mengatur cahaya : Aturlah posisi cermin sedemikian rupa hingga cahaya masuk ke kondensor, bila iris diafragma sampai maksimal, naikan kondensor, letakkan searik kertas putih di antara lensa bagian atas kondensor sehingga bayang pada kertas putih yang terlihat adalah bola lampu yang dikelilingi oleh lingkaran dari cahaya.

C. Mengatur kondensor

1. Untuk perbesaran objektif 10 x
Turunkan kondensor sampai bawah
2. Untuk perbesaran objektif 40 x
Naikkan kondensor sampai setengah
3. Untuk perbesaran objektif 100 x
Naikkan kondensor sampai penuh

D. Cara mengatur diafragma

1. Untuk perbesaran objektif 10 x
Diafragma ditutup sampai penuh
2. Untuk perbesaran objektif 40 x
Buka diafragma sampai setengah
3. Untuk perbesaran objektif 100 x
Buka diafragma sampai penuh

E. Cara mengatur lensa okuler

Pilih lensa okuler pembesaran 5x atau 6x akan memberikan hasil yang lebih baik besaran yang lebih besar dan di atas akan menghasilkan gambar yang tidak jelas, sinar akan yang hilang/lolos.

F. Cara memfokuskan objek

1. Memakai pembesaran objektif 10 x atau 40 x.
 - a. Aturlah lensa objek sedekat mungkin dengan objek.
 - b. Naikkan lensa objektif atau turunk: benda secara berangsur dengan menggunakan sekrup kasar sampai bayangan jelas pada okuler.
 - c. Atur dengan sekrup halus sampai gambar yang jelas.
 - d. Jarak antara lensa objektif dengan objek :
 - Pembesaran 10 x: 5-6 mm
 - Pembesaran 40 x: 0,5-1,5 mm

2. Memakai pembesaran 100x
 - a. Kaca objek yang dipergunakan harus kering.
 - b. Letakkan 1 tetes minyak immersi pada kaca objek tersebut.
 - c. Turunkan lensa objektif sampai mengenai minyak immersi atau anisol, usahakan tidak menyentuh kaca objek (bisa pecah).
 - Lihat melalui lensa okuler dan atur skrup : halus sampai terlihat gambar dengan jelas.
 - Jarak antara lensa objektif pembesaran 100x dengan kaca objek : 0,15 - 0,20 mm

Bahan Bacaan SESI 14

CARA MEMBERSIHKAN MIKROSKOP LENSA OBJEKTIF DAN OKULER

Prosedur dibawah ini dimaksudkan untuk membantu perawatan rutin dan sederhana pada bagian optikal dan mekanikal mikroskop cahaya. Prosedur ini tidak dimaksudkan untuk menggantikan petunjuk perawatan yang telah ada pada setiap model mikroskop. Perawatan rutin mikroskop sangat disarankan untuk menjaga kinerja dan mengurangi kemungkinan kerusakan pada mikroskop. Secara umum dalam keadaan normal Mikroskop cahaya dapat bekerja secara optimal selama 200 jam penggunaan.

A. Persiapan

1. Pilihlah tempat yang cukup luas dan datar sehingga alat, buku petunjuk, dan bagian mikroskop yang dibersihkan dapat diletakan secara sistematis dan terjangkau.
2. Bersihkan tempat tersebut dari bahan yang dapat mengganggu atau merusak mikroskop
3. Cawan petri adalah tempat yang ideal untuk meletakkan bagian - bagian kecil dari mikroskop yang akan dibersihkan
4. Baca dengan teliti buku petunjuk dan pastikan alat-alat yang dibutuhkan telah tersedia.
5. Sebagian mikroskop memiliki bagian mekanikal yang cukup rumit sehingga apabila tidak yakin dapat melakukan perawatannya cukup lakukan untuk bagian optikalnya saja.

B. Perawatan dasar

1. Langkah yang paling penting dalam perawatan mikroskop adalah mencegah kerusakan. Dimana prosedur yang baik mengenai membawa, menangani, menggunakan dan menyimpannya adalah yang terpenting untuk menghindari kerusakan pada mikroskop.
2. Jaga mikroskop agar selalu tertutup dengan plastik penutup bila tidak digunakan walaupun disimpan didalam lemari tertutup.
3. Jangan pernah menyimpan mikroskop tanpa lensa okuler atau penutup tabung okuler.
4. Setelah selesai menggunakannya dengan lampu listrik, padamkan lampu dan diamkan beberapa menit dengan tetap tersambung pada saluran listrik untuk proses "*cooling down*" yang bermanfaat untuk mengoptimalkan penggunaan lampu mikroskop.
5. Apabila menggunakan minyak emersi, bersihkan lensa obyektif sebelum penyimpanan.
6. Jangan simpan mikroskop didekat zat kimia yang bersifat korosif.

C. Perawatan Bagian Optik

Membesihkan lensa:

1. Permukaan semua lensa terbuat dari kaca lunak dan sangat mudah tergores.
2. Jangan gunakan benda tajam dan keras atau zat abrasif untuk membersihkan lensa.

D. Permukaan lensa okuler dan obyektif

1. Gunakan sikat halus dan aspirator untuk membersihkan debu dan kotoran
2. Bersihkan permukaan lensa dengan kertas lensa/kain halus yang sudah diberi cairan khusus dengan gerakan memutar lalu keringkan menggunakan kain halus kering dengan gerakan memutar.
3. Selalu bersihkan segera minyak emersi dari permukaan lensa obyektif setelah digunakan.
4. Apabila ada sisa minyak emersi yang mengering bersihkan menggunakan kertas lensa yang diolesi Xylene lalu dengan kertas lensa yang diolesi alkohol.
5. Untuk menentukan lensa mana yang perlu dibersihkan, cari lapangan pandang pada sebuah kaca obyek yang bersih, lalu putar lensa okuler atau obyektif satu per satu, apabila kotoran yang terlihat ikut berputar maka kotoran itu berada di lensa tersebut.

E. Lensa Obyektif

1. Selalu gunakan kertas lensa/kain halus
2. Lepaskan obyektif dari bagian hidung mikroskop bila masih terlihat kotoran setelah permukaan obyektif dibersihkan.
3. Bersihkan bagian dalam lensa dengan cara yang sama seperti membersihkan bagian permukaannya. Membuka bagian tengah lensa obyektif hanya boleh dilakukan oleh teknisi yang sudah terlatih dan memiliki ijin.

F. Proses Pembersihan Mikroskop

1. Membersihkan *Eyepiece's* (lensa okuler)
 - Tiup dengan perlahan guna menghilangkan debu sebelum menyeka lensa.
 - Bersihkan lensa mata/lensa okuler dengan *cotton swab* yang telah dibasahi dengan larutan pembersih lensa.
 - Bersihkan dengan gerakan memutar.
 - Seka lensa okuler dengan kertas lensa (lens paper).
 - Jika diperlukan ulangi pembersihan cara kering.
2. Membersihkan Lensa Obyektif
 - Melembabkan lens paper dengan larutan pembersih.
 - Menyeka dengan lemah-lembut dengan gerakan melingkar dari dalam ke luar.
 - Menyeka dengan tisu kering atau dengan lens paper.

Note: Jangan pernah memindahkan lensa obyektif dari nosepiece.

3. Membersihkan Stage Mikroskop
 - Menyeka stage mikroskop menggunakan larutan pembersih yang dibasahi pada kain halus.
 - Keringkan stage secara menyeluruh.
 - Ulangi langkah-langkah diatas, jika diperlukan.
4. Membersihkan Badan Mikroskop
 - Lepaskan steker mikroskop dari sumber tegangan.
 - Basahi kapas penyeka dengan larutan pembersih.
 - Seka badan mikroskop guna memindahkan debu, kotoran, dan minyak.
 - Ulangi langkah 1-3, jika diperlukan.

5. Membersihkan Kondensor

- Melepas steker mikroskop dari sumber tegangan.
- Bersihkan kondensor dan lensa auxiliary dengan menggunakan lint-free cotton swabs yang terlebih dahulu dilembabkan dengan larutan pembersih lensa.
- Seka dengan kain penyeka kering.

Bahan Bacaan SESI 15

CARA MENGGANTI BOHLAM / LAMPU MIKROSKOP

A. Perawatan Bagian Mekanikal

1. Sebagian besar mikroskop memiliki petunjuk khusus sendiri untuk perawatan rutin sederhana bagian mekanikalnya.
2. Bagian mekanikal mikroskop biasanya terbuat dari kuningan atau logam lunak lainnya yang mudah rusak.
3. Penyesuaian Nosepiece, Knob fokus dan penggerak kaca obyek sebagai bagian penting dari mekanikal mikroskop akan diperlukan bila bagian tersebut menjadi terlalu longgar atau terlalu kencang. Lakukanlah sesuai dengan petunjuk yang ada pada setiap mikroskop.
4. Lampu pada mikroskop cahaya umumnya dapat digunakan secara optimal selama 100 jam penggunaan.
5. Lampu harus dalam keadaan dingin sebelum diganti.
6. Jangan sentuh lampu yang baru dengan tangan langsung karena akan mengurangi kualitas dan masa penggunaannya

B. Penggantian Lampu mikroskop

1. Lepaskan steker mikroskop dari sumber tegangan.
2. Temukan penempatan bohlam.
3. Ikuti petunjuk pabrik untuk penggantian bohlam.
4. Gunakan tissue guna menutupi bohlam atau suatu alat untuk memindahkan bohlam dari mikroskop.
5. Cek nomor model bohlam untuk memastikan penggunaan bohlam pada waktu penggantian benar.
6. Untuk Penggantian bohlam lindungi dengan kertas lensa atau dengan alat yang sesuai.
7. Jangan pernah menyentuh bohlam dengan jari.

A. Cara Penyimpanan

Mikroskop disimpan dalam lemari tertutup yang dihangatkan dengan lampu listrik 10 watt agar suhu dalam lemari lebih tinggi 5° C daripada suhu kamar. Lemari yang dapat menyimpan 1-4 mikroskop cukup diberi 1 buah lampu saja.

B. Pemeliharaan Sehari-Hari

1. Jumlah maksimum kekuatan penerangan
2. Kebersihan
3. Bola lampu
4. Minyak emersi
5. Kabel
6. Pastikan terlindungi

C. Professional Service

1. Minimum untuk sekali dalam setahun jika mungkin
2. Masalah yang tidak bisa memperbaiki/terlalu rumit

D. Perbaikan Mikroskop

1. Jangan pernah membongkar mikroskop
 - a. Bagian optikal : Lensa mata/okuler dan objektif
 - b. Mekanikal : Stage dan knob fokus
2. Perbaikan item diatas memerlukan teknisi

A. Troubleshooting Problems

1. Banyak permasalahan mikroskop umum dapat dicegah atau diperbaiki oleh pembersihan secara rutin, penyesuaian, dan pemeliharaan
2. Mencari tenaga profesional untuk permasalahan yang lebih rumit

B. Hal-hal yang Perlu Diperhatikan

1. Jangan membersihkan lensa (objektif dan okuler) dengan kertas biasa/kapas terutama bagian dalam sebab dapat merusak lapisan antirefleksinya. Jagalah agar lensa tetap bersih dan kering.
2. Jangan membersihkan/merendam lensa objektif/okuler dengan alkohol atau sejenisnya karena akan melarutkan perekat/semennya sehingga lensa lepas dari rumahnya.
3. Jangan menyentuh lensa objektif dengan jari.
4. Jangan membersihkan bagian-bagian pendukung/meja benda dan kaki mikroskop dengan xylol, bersihkanlah dengan kertas tissue yang diberi sedikit vaselin.

5. Jangan meletakkan kaca objek yang basah pada meja benda.
6. Jangan membiarkan mikroskop tanpa lensa okuler atau lensa objektif karena kotoran akan mudah masuk. Bila lensa objektif dibuka, tutup dengan penutup yang tersedia.
7. Silica gel yang sudah tidak berfungsi lagi dapat diaktifkan dengan memanaskan dalam wadah di atas api kecil langsung. Ciri-ciri silica gel yang masih baik yaitu berwarna biru atau putih mengkilap.
8. Botol minyak immersi harus selalu tertutup.
9. Minyak immersi yang sudah mengental tidak boleh digunakan lagi.

Petunjuk Latihan 5

Simulasi dan Praktek Perawatan Mikroskop

Tujuan

Peserta mampu melakukan perawatan mikroskop serta cara penyimpanannya.

Persiapan :

1. Fasilitator
Siapkan alat dan bahan untuk simulasi & praktek cara perawatan mikroskop
 - Alkohol Eter (3 : 7)
 - Alkohol swab
 - Cotton swab
 - Kertas/kain lensa
 - Tissue halus.
 - Alkohol 70 %.
 - Bahan pembersih
 - Cawan Petri
2. Peserta : masing – masing peserta membawa mikroskop.
3. Ruangan
 - Pilihlah tempat yang cukup luas dan datar sehingga alat, buku petunjuk, dan bagian mikroskop yang dibersihkan dapat diletakan secara sistematis dan terjangkau.
 - Bersihkan tempat tersebut dari bahan yang dapat mengganggu atau merusak mikroskop

Penugasan

Langkah 1 : 10 menit

- Tampilkan tentang cara melakukan perawatan mikroskop.

Langkah 2 : 2 – 5 menit

- Fasilitator melakukan demonstrasi cara perawatan dasar.
- Fasilitator melakukan demonstrasi cara perawatan bagian optical, lensa okuler dan objektif.

Langkah 3 : 5 menit

- Masing – masing peserta melakukan proses pembersihan mikroskop terdiri dari :
 - 1) Membersihkan Eyepiece's (lensa okuler)
 - a) Tiup dengan perlahan guna menghilangkan debu sebelum menyeka lensa
 - b) Bersihkan lensa mata/lensa okuler dengan cotton swab yang telah dibasahi dengan larutan pembersih lensa
 - c) Bersihkan dengan gerakan memutar
 - d) Seka lensa okuler dengan kertas lensa (lens paper)
 - e) Jika diperlukan ulangi pembersihan cara kering
 - 2) Membersihkan Lensa Objektif
 - a) Melembabkan lens paper dengan larutan pembersih
 - b) Menyeka dengan lemah-lembut dengan gerakan melingkar dari dalam ke luar
 - c) Menyeka dengan tisu kering atau dengan lens paper

Note: Jangan pernah memindahkan lensa objektif dari nosepiece.
 - 3) Membersihkan Stage Mikroskop
 - a) Menyeka stage mikroskop menggunakan larutan pembersih yang dibasahi pada kain halus
 - b) Keringkan stage secara menyeluruh
 - c) Ulangi langkah-langkah diatas, jika diperlukan
 - 4) Membersihkan Badan Mikroskop
 - a) Lepaskan steker mikroskop dari sumber tegangan
 - b) Basahi kapas penyeka dengan larutan pembersih
 - c) Seka badan mikroskop guna memindahkan debu, kotoran, dan minyak
 - d) Ulangi langkah 1–3, jika diperlukan
 - 5) Membersihkan Kondensor
 - a) Melepas steker mikroskop dari sumber tegangan
 - b) Bersihkan kondensor dan lensa auxiliary dengan menggunakan lint-free cotton swabs yang terlebih dahulu dilembabkan dengan larutan pembersih lensa.
 - c) Seka dengan kain penyeka kering
 - 6) Perawatan Bagian Mekanikal
 - a) Sebagian besar mikroskop memiliki petunjuk khusus sendiri untuk perawatan rutin sederhana bagian mekanikalnya.
 - b) Bagian mekanikal mikroskop biasanya terbuat dari kuningan atau logam lunak lainnya yang mudah rusak.
 - c) Penyesuaian Nosepiece, Knob fokus dan penggerak kaca obyek sebagai bagian penting darimekanikal mikroskop akan diperlukan bila bagian tersebut menjadi terlalu longgar atau terlalu kencang. Lakukanlah sesuai dengan petunjuk yang ada pada setiap mikroskop.
 - d) Lampu pada mikroskop cahaya umumnya dapat digunakan secara optimal selama 100 jam penggunaan.
 - e) Lampu harus dalam keadaan dingin sebelum diganti.
 - f) Jangan sentuh lampu yang baru dengan tangan langsung karena akan mengurangi kualitas dan masa penggunaannya
 - 7) Penggantian Lampu Mikroskop
 - a) Lepaskan steker mikroskop dari sumber tegangan
 - b) Temukan penempatan bohlam

- c) Ikuti petunjuk pabrik untuk penggantian bohlam
 - d) Gunakan tissue guna menutupi bohlam atau suatu alat untuk memindahkan bohlam dari mikroskop
 - e) Cek nomor model bohlam untuk memastikan penggunaan bohlam pada waktu penggantian benar.
 - f) Untuk Penggantian bohlam lindungi dengan kertas lensa atau dengan alat yang sesuai.
 - g) Jangan pernah menyentuh bohlam dengan jari.
- 8) Cara Penyimpanan Mikroskop
- Mikroskop disimpan dalam lemari tertutup yang dihangatkan dengan lampu listrik 10 watt agar suhu dalam lemari lebih tinggi 5o C daripada suhu kamar. Lemari yang dapat menyimpan 1-4 mikroskop cukup diberi 1 buah lampu saja.

Langkah 4 : 10 menit

- Fasilitator mengingatkan lagi peserta mengenai hal – hal yang perlu diperhatikan ketika melakukan perawatan mikroskop.

Langkah 5 : 20 menit

- Lakukan diskusi mengenai hal – hal yang berkaitan dengan perawatan dasar, mekanikal dan optikal mikroskop, penggantian bohlam, penyimpanan serta trouble shooting sederhana.

Program LANDASAN Fase II



Australian Government



KOMPAK

Kolaborasi Masyarakat dan Pelayanan untuk Kesejahteraan
Kemitraan Pemerintah Australia - Indonesia