

BAB I

PENDAHULUAN

1.1. Latar Belakang

Prosesing jaringan histologi masih menjadi *gold standard* penentuan terapi dan prognosis pasien. Hasil yang baik dapat memberikan gambaran tentang bentuk, susunan sel, inti sel, sitoplasma, susunan serat jaringan ikat, otot dan lain sebagainya sesuai dengan gambaran jaringan dalam kondisi pada waktu masih hidup. Hal ini juga dapat dipengaruhi oleh tahapan processing seperti suhu, reagen dan waktu alat prosesing jaringan (Mescher, 2016).

Pengolahan jaringan terdiri dari beberapa tindakan yang saling menentukan satu sama lain, dengan urutan yaitu fiksasi, dehidrasi, penjernihan, parafinisasi, perendaman dalam parafin, pemotongan, deparafinisasi, dan pewarnaan. Masing-masing tindakan tersebut mempunyai tujuan untuk menghasilkan jaringan yang dapat dipotong setebal 2-7 mikrom dan dapat diwarnai dengan pewarnaan tertentu. Jaringan tipis tersebut bisa didapat bila jaringan ditempatkan pada suatu media yang cukup padat seperti parafin, namun bisa dipotong tipis (Miranti, 2010).

Secara umum, jaringan yang akan diolah menjadi preparat mikroskopis dipotong sebesar dadu dengan permukaan rata dan sisi berukuran maksimal 1,5 sampai dengan 2 cm. Setelah jaringan bentuk dadu tadi dibuat, lalu direndam lagi dengan cairan fiksatif yang sekaligus berperan sebagai media pembawa jaringan untuk diproses selanjutnya di laboratorium. Tempat merendam jaringan

dapat berupa wadah dengan mulut lebar dari bahan kaca atau plastik (Rosaj, 2004).

Tahapan fiksasi merupakan tahapan yang paling penting dalam membuat sediaan histologi, karena jika terjadi kesalahan pada tahap ini akan memberikan gambaran yang buruk pada sediaan histologi (Nuralim *et al*, 2017). Pengawetan (fiksasi) adalah stabilisasi unsur penting pada jaringan sehingga unsur tersebut tidak terlarut, berpindah atau terdistorsi selama prosedur selanjutnya. Fiksasi yang benar merupakan dasar dari semua pembuatan preparat yang baik, fungsi fiksasi adalah menghambat proses pembusukan dan autolysis, pengawetan, pengerasan jaringan, pemadatan koloid, diferensiasi optik, dan berpengaruh terhadap pewarnaan (Bancroft, 2008).

Fiksasi dapat dianggap sebagai serangkaian kejadian kimiawi yang kompleks. Tujuan umum dari fiksasi jaringan adalah menjaga komponen sel dan jaringan seperti ketika sel itu masih dalam kondisi hidup. Secara teknis fiksasi bertujuan untuk mencegah atau menahan proses degeneratif yang dimulai segera setelah jaringan lepas dari kontrol tubuh dan kehilangan pasokan darahnya. Proses degeneratif ini kadangkala disebut dengan proses penurunan metabolisme atau penghentian metabolisme yang berujung terhadap kematian sel dan penghancuran sel. Hal yang paling penting lainnya adalah mempertahankan jaringan dari kerusakan yang dapat menghilangkan (negatif palsu) terhadap pewarnaan dan reagen lainnya termasuk antibodi dan probe asam nukleat. (Khristian dan Inderiati, 2017).

Mengingat tujuan di atas, maka perlu diperhatikan bahwa tindakan fiksasi merupakan tahap yang sangat menentukan keberhasilan indikator layak baca dari sediaan mikroskopik jaringan (Miranto, 2010).

Di dalam proses fiksasi ini, banyak sekali cairan yang dapat digunakan untuk mengawetkan jaringan, baik yang terdiri dari satu macam cairan kimia ataupun campuran dari beberapa macam bahan kimia. Adapun contoh cairan fiksasi yang terdiri atas satu macam bahan kimia yaitu formaldehid, etil alkohol, asam asetat, asam kromat, asam pikrat, potassium dikromat, ossium tetraklorida, acetone, dan merkuri klorida. Sedangkan cairan fiksasi yang terdiri dari campuran dari beberapa macam bahan kimia adalah larutan zenker, larutan bouin, dan larutan karnoy. Dalam pemilihan cairan fiksasi hal utama yang perlu diingat adalah kegunaan atau tujuan pemeriksaan dari jaringan itu sendiri. Dan cairan fiksasi yang dipilih untuk pemeriksaan histopatologi yang umumnya dipakai adalah buffer netral formalin (BNF) 10% (Yunalda, 2016).

Buffered Neutral Formalin (BNF) 10% merupakan cairan fiksatif untuk mengawetkan jaringan pada pemeriksaan histopatologi rutin. Alasan pemilihan cairan ini karena penggunaannya lebih muda dan dapat digunakan untuk mengawetkan jaringan dalam kurun waktu yang cukup lama. Namun, daya fiksasinya lebih lambat yakni 12 sampai 24 jam (Miranti, 2010).

Aseton dikenal juga dengan dimetil keton atau 2 propanon merupakan senyawa senyawa penting dari alipatic keton. Aseton pertama kali dihasilkan dengan cara destilasi kering dari kalsium asetat (Intani, 2009). Aseton absolut dapat digunakan untuk mempertahankan enzim-enzim tertentu seperti *Acid*

phosphatase. Seperti yang diketahui bahwa tujuan dari fiksasi adalah mempertahankan susunan jaringan agar mendekati kondisi sewaktu masih hidup (Meyer & Hornickel, 2010).

Berdasarkan hal tersebut diatas, peneliti belum mendapatkan penjelasan yang terperinci tentang gambaran mikroskopis jaringan yang difiksasi dengan BNF 10% dan Aseton pada pewarnaan HE (*Hematoxilin Eosin*)

Hematoksilin dan Eosin adalah metode pewarnaan yang banyak digunakan dalam pewarnaan jaringan sehingga ia diperlukan dalam diagnosa medis dan penelitian. Hematoksilin adalah bahan pewarna yang sering digunakan pada pewarnaan histoteknik, ia merupakan ekstrak dari pohon yang diberi nama *logwood tree*. Hematoksilin bekerja sebagai pewarna biasa, artinya zat ini mewarnai unsur basofilik jaringan. Hematoksilin memulas inti dan struktur asam lainnya dari sel (seperti bagian sitoplasma yang kaya RNA dan matriks tulang rawan) menjadi biru. Eosin bersifat asam ia akan memulas komponen asidofilik jaringan seperti mitokondria, granula sekretoris dan kolagen. Tidak seperti hematoksilin, eosin mewarnai sitoplasma dan kolagen menjadi warna merah muda (Junquera, 2007)

1.2. Rumusan Masalah

Berdasarkan latar belakang diatas, maka yang menjadi rumusan masalah pada penelitian ini adalah bagaimanakah perbandingan fiksasi BNF 10% dan aseton pada jaringan dengan pewarnaan Hematoxyilin Eosin (HE).?

1.3. Tujuan Penelitian

1.3.1. Tujuan Umum

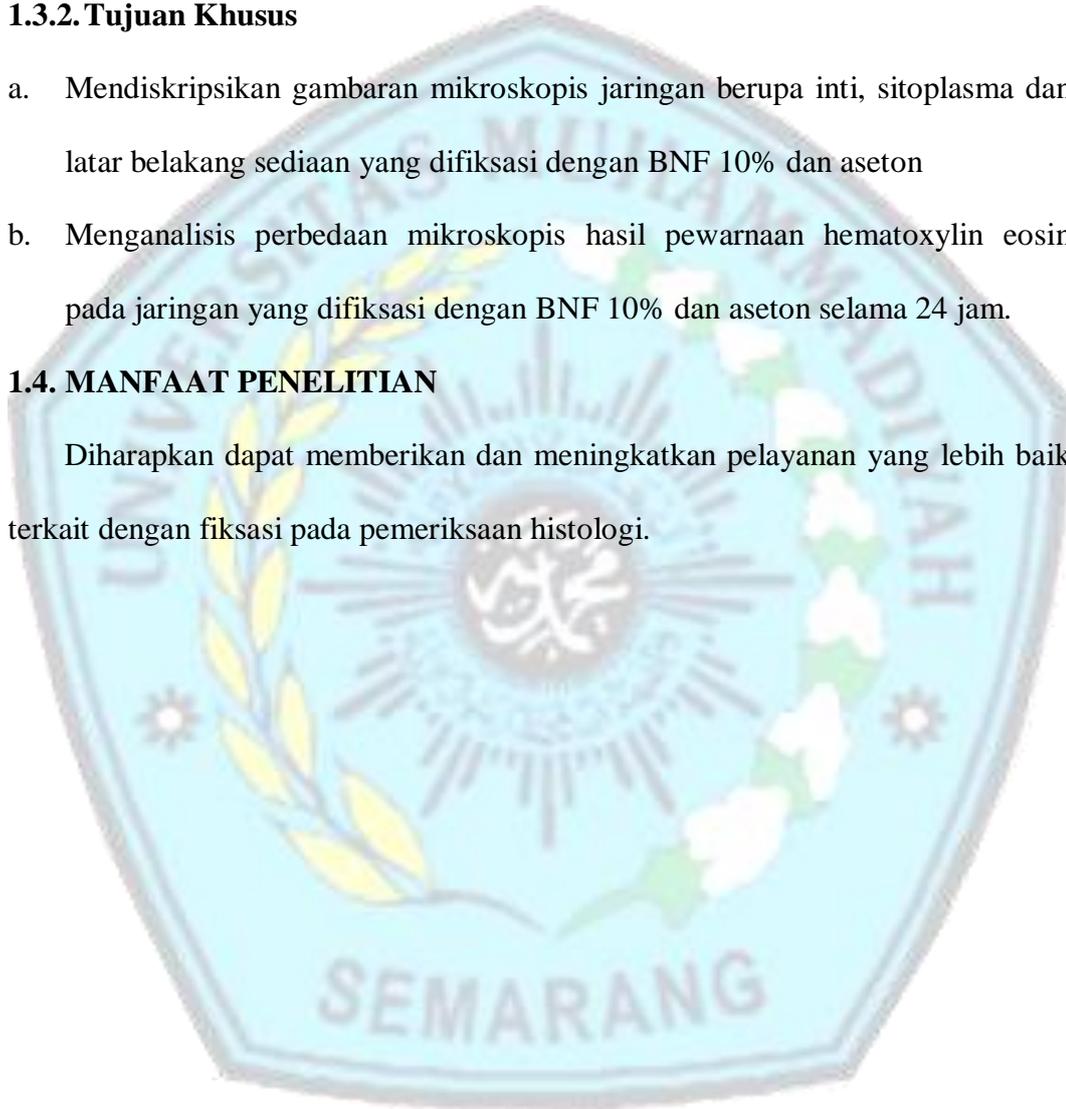
Mengetahui perbedaan gambaran mikroskopis pada jaringan dengan menggunakan cairan fiksasi BNF 10% dan aseton selama 24 jam.

1.3.2. Tujuan Khusus

- a. Mendiskripsikan gambaran mikroskopis jaringan berupa inti, sitoplasma dan latar belakang sediaan yang difiksasi dengan BNF 10% dan aseton
- b. Menganalisis perbedaan mikroskopis hasil pewarnaan hematoxylin eosin pada jaringan yang difiksasi dengan BNF 10% dan aseton selama 24 jam.

1.4. MANFAAT PENELITIAN

Diharapkan dapat memberikan dan meningkatkan pelayanan yang lebih baik terkait dengan fiksasi pada pemeriksaan histologi.



1.5. Originalitas Penelitian

Tabel 1. Tabel Originalitas Penelitian

No	Nama/Tahun	Judul	Hasil
1	Galang Praharendra, 2015	Gambaran histologi organ ginjal, hepar dan pankreas tikus <i>Sprague Dawley</i> dengan pewarnaan HE dengan fiksasi 3 minggu	Fiksasi 3 minggu tidak memberikan gambaran yang baik pada organ ginjal, pankreas, dan hepar sehingga data dalam pembuatan SOP baku histoteknik di lab <i>Animal House</i> dan lab histologi.
2	Abang Suprianto, 2014	Perbandingan efek fiksasi formalin metode intravital dan metode konvensional pada kualitas gambaran histologi hepar tikus	Kualitas gambaran histologi dengan metode fiksasi intravital lebih baik dibandingkan dengan metode fiksasi konvensional walaupun pada analisis statistik tidak terdapat perbedaan yang bermakna ($p=0,211$)
3	Prasetyani 2017	Titik, Gambaran mikroskopis histologi bloksel efusi pleura dengan menggunakan fiksasi alkohol 70 % dan BNF 10% pada pewarnaan HE	Kualitas sediaan bloksel cairan pleura dengan menggunakan fiksasi alkohol 70% menunjukkan hasil kurang yang baik (100%), kualitas sediaan bloksel cairan pleura dengan menggunakan fiksasi BNF 10% menunjukkan hasil yang lebih baik (93,33%).

Perbedaan penelitian ini dengan penelitian sebelumnya adalah penelitian ini untuk melihat perbandingan mikroskopis jaringan dan melakukan modifikasi pada cairan fiksasi yaitu BNF 10% dan Aseton pada pewarnaan HE (*Hematoxilin Eosin*) sedangkan pada penelitian terdahulu untuk melihat gambaran mikroskopis bloksel efusi pleura menggunakan fiksasi Alkohol 70% dan BNF 10% pada pewarnaan HE (*Hematoxilin Eosin*).